ISSN 0370-6583

Rodriguésia

Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro

Volume 59 Número 1 2008

Rodriguésia
Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro
Volume 59 Número 1 2008

INSTITUTO DE PESQUISAS
JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO

Rua Jardim Botânico 1008 - Jardim Botânico - Rio de Janeiro - RJ - CEP 22460-180

ISSN 0370-6583

Indexação:
e-Journals
Index of Botanical Publications (Harvard University Herbaria)
Latindex
Referativnyi Zhurnal
Review of Plant Pathology
Ulrich's International Periodicals Directory

Edição eletrônica:
http://rodriguesia.jbrj.gov.br

Rodriguésia

A Revista Rodriguésia publica artigos e notas científicas em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Ficha catalográfica:

Rodriguésia: revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. -- Vol.1, n.1 (1935) - .- Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1935-

v. : il. ; 28 cm.

Trimestral
Inclui resumos em português e inglês
ISSN 0370-6583

I. Botânica I. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro

CDD - 580
CDU - 58(01)

Editoração
Carla Molinari
Simone Bittencourt

Capa
Simone Bittencourt

Edição on-line
Renato M. A. Pizarro Drummond

Sumário/Contents

Fungos causadores de ferrugens (Uredinales) em áreas de cerrado no estado de São Paulo / Rust fungi (Uredinales) in areas of Cerrado in the state of São Paulo
Aníbal A. de Carvalho Júnior, Joe F. Hennen, Mary M. Hennen & Mário B. Figueiredo 001

Myrtaceae dos campos de altitude do Parque Nacional do Caparaó – Espírito Santo/Minas Gerais, Brasil / Myrtaceae of the Highlands of Parque Nacional do Caparaó – Espírito Santo/Minas Gerais, Brazil
Fiorella Fernanda Mazine & Vinicius Castro Souza 057

Aspectos taxonômicos de três espécies de coralináceas não geniculadas do litoral do estado da Bahia, Brasil / Taxonomic aspects of three species of non geniculate coralline algae from Bahia State, Brazil
José Marcos de Castro Nunes, Silvia Maria Pita de Beauclair Guimarães, Alejandro Donnangelo, *Julyana Farias & Paulo Antunes Horta* *075*

Apocynaceae *s.l.* na Reserva Biológica da Represa do Grama, Descoberto, Minas Gerais, Brasil / Apocynaceae *s.l.* in the "Reserva Biológica da Represa do Grama", Descoberto, Minas Gerais, Brazil
Carolina Nazareth Matozinhos & Tatiana Ungaretti Paleo Konno 087

A família Orchidaceae na Serra do Japi, São Paulo, Brasil / The family Orchidaceae in the Serra do Japi, São Paulo, Brazil
do Sul, Brazil
Emerson Ricardo Pansarin & Ludmila Mickeliunas Pansarin 099

Rhizome and root anatomy of 14 species of Bromeliaceae / Anatomia de raízes e rizomas de 14 espécies de Bromeliaceae
Suzana Lúcia Proença & Maria das Graças Sajo 113

Pfaffia cipoana e *Pfaffia rupestris* (Amaranthaceae), duas novas espécies para o Brasil / *Pfaffia cipoana* and *Pfaffia rupestris* (Amaranthaceae) two new species in Brazil
Maria Salete Marchioretto, Silvia Teresinha Sfoggia Miotto & Josafá Carlos de Siqueira 129

Factors limiting seed germination of terrestrial bromeliads in the sandy coastal plains (restinga) of Maricá, Rio de Janeiro, Brazil / Fatores limitantes para a germinação de sementes de bromélias terrestres da restinga de Maricá, Rio de Janeiro, Brasil
André Mantovani & Ricardo Rios Iglesias 135

Taxonomic considerations and amended description of *Humiriastrum spiritu-sancti*, Humiriaceae / Considerações taxonômicas e nova descrição de *Humiriastrum spiritu-sancti*, Humiriaceae
Luiz Carlos da Silva Giordano & Claudia Petean Bove 151

Duas novas espécies de *Begonia* (Begoniaceae) do Espírito Santo, Brasil / Two new species of *Begonia* (Begoniaceae) from Espírito Santo State, Brazil
Ludovic Jean Charles Kollmann 155

Flora do Parque Nacional do Itatiaia – Brasil: *Peperomia* (Piperaceae) / Flora of the Itatiaia National Park – Brazil: *Peperomia* (Piperaceae)
Daniele Monteiro & Elsie Franklin Guimarães 161

Estudios en las Apocynaceae neotropicales XXXIV: una nueva especie de *Echites* (Apocynoideae, Echiteae) para Costa Rica / Studies in the neotropical Apocynaceae XXXIV: A new species of *Echites* (Apocynoideae, Echiteae) from Costa Rica
J. Francisco Morales 197

Thelypteris subg. *Amauropelta* (Thelypteridaceae) da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil / *Thelypteris* subg. *Amauropelta* (Thelypteridaceae) of the Ecological Station of Panga, Uberlândia, Minas Gerais State, Brazil
Adriana A. Arantes, Jefferson Prado & Marli A. Ranal 201

Bromeliaceae da Mata Atlântica brasileira: lista de espécies, distribuição e conservação / Bromeliaceae of the brazilian Atlantic Forest: checklist, distribution and conservation
Gustavo Martinelli, Cláudia Magalhães Vieira, Marcos Gonzalez, Paula Leitman, Andréa Piratininga, Andrea Ferreira da Costa & Rafaela Campostrini Forzza 209

Begonia lunaris E.L.Jacques (Begoniaceae), uma nova espécie para o estado do Rio de Janeiro, Brasil / *Begonia lunaris* E.L.Jacques (Begoniaceae), a new species from the state of Rio de Janeiro, Brazil
Eliane de Lima Jacques 259

Fungos causadores de ferrugens (Uredinales) em áreas de cerrado no estado de São Paulo, Brasil

Aníbal A. de Carvalho Júnior[1], *Joe F. Hennen*[2], *Mary M. Hennen*[2] & *Mário B. Figueiredo*[3]

Resumo

(Fungos causadores de ferrugens (Uredinales) em áreas de cerrado no estado de São Paulo) O estudo das Uredinales de tres áreas de cerrado, nas Estações Experimentais de Moji-Mirim-SP, de Moji-Guaçu-SP e de Luís Antonio-SP, foi realizado com o objetivo de ampliar o conhecimento sobre esse importante grupo de patógenos vegetais. Estas áreas contêm remanescentes de vegetação de cerrados no estado de São Paulo e representam uma amostra importante da biodiversidade deste ecossistema. Com base em 1.176 espécimes de Uredinales coletados entre 1975 e 1999, foram identificados 128 gêneros de plantas hospedeiras, distribuídas em 49 famílias botânicas. A partir deste material foram identificadas 157 espécies de patógenos distribuídas em 36 gêneros, sendo os mais freqüentes as especies de *Puccinia* (53), *Uromyces* (19), *Aecidium* e *Phakopsora* (10), *Prospodium* (8), *Uredo* (6), *Crossopsora* e *Ravenelia* (5) e *Coleosporium* (4). O trabalho inclui uma listagem em ordem alfabética das espécies de Uredinales seguidas da citação original e do tipo nomenclatural de cada binômio quando disponível, novas notações para os ciclos de vida baseadas na escola ontogênica, os sinônimos e os dados dos espécimes coletados, bem como um índice de hospedeiros. Espécimes foram depositados nos herbários do Instituto Biológico (IBI), do Botanical Research Institute of Texas, USA (BRIT) e do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (RB).
Palavras-chave: biodiversidade, fitopatógenos, remanescentes de cerrado, taxonomia.

Abstract

(Rust fungi (Uredinales) in areas of Cerrado in the state of São Paulo) The study of the Uredinological mycota of three Cerrado areas of São Paulo State, Brazil, was performed in order to increase the knowledge about this important group of plant pathogens. The studied areas are amongst the few remnants of once widespread 'cerrado' vegetation in the State of São Paulo. Based on 1176 Uredinales samples collected between 1975 and 1999, 128 genera of hosts distributed in 49 plant families were identified. Rust fungi were represented by 157 species distributed in 36 genera with predominance of the following: *Puccinia* (53 spp.), *Uromyces* (19 spp.), *Aecidium* and *Phakopsora* (10 spp.), *Prospodium* (8 spp.), *Uredo* (6 spp.), *Crossopsora* and *Ravenelia* (5 spp.) and *Coleosporium* (4 spp.). The species list includes the original citation, nomenclatural-type whenever extant, a new notation for the life cicle based on the ontogenic school, synonymy, collecting data and comments on nomenclature and a host index. Voucher specimens were deposited in the herbaria at Instituto Biológico (IBI), Botanical Research Institute (BRIT), Texas, USA and Rio de Janerio Botanical Garden (RB).
Key words: biodiversity, plant pathology, cerrado remnants, taxonomy.

Introdução

A conscientização da sociedade brasileira com relação à necessidade do conhecimento da biodiversidade encontrada em ecossistemas remanescentes naturais do Brasil tem sido cada vez mais efetiva. É consensual na Comunidade Científica a necessidade de pesquisas sobre biodiversidade e ecologia (Bicudo & Menezes 1996) e no Brasil estão sendo desenvolvidos muitos projetos nesta área do conhecimento.

As pesquisas inventariais dispõem dados sobre a ocorrência de organismos em determinada área com relativa rapidez e com baixos custos e, ao mesmo tempo, subisidiam e abrem perpectivas para outras pesquisas, como de revisão taxonômica, compostos medicinais, controle biológico etc. Apesar de pesquisadores já terem realizado alguns trabalhos sobre o assunto, há um desconhecimento muito grande da micota uredinológica (ferrugens) existente em áreas naturais ou mesmo degradadas.

Artigo recebido em 02/2007. Aceito para publicação em 10/2007.
[1]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. anibal@jbrj.gov.br.
[2]Botanical Research Institute of Texas (BRIT), 509 Pecan Street, 76102-4060 Fort Worth, Tx, EUA.
[3]Instituto Biológico, Centro de Sanidade Vegetal. *In memoriam*.
Apoio financeiro: FAPESP, FAPERJ, CNPq., NSF.

Os mais antigos registros de coletas de Uredinales realizadas no estado de São Paulo foram realizados por J.I. Puiggari entre 1877 e 1892 e estudados por Spegazzini (1889). A maior parte destes materiais encontra-se no Instituto Spegazzini em La Plata, Argentina. Arsene Puttemans coletou principalmente nas cercanias da cidade de São Paulo e estes materiais foram estudados por Hennings (1902a, 1902b, 1904, 1908). Cerca de 500 materiais coletados por Puttemans encontram-se atualmente no herbario do Laboratório de Micologia Fitopatológica do Instituto Biológico de São Paulo (IBI). Entretanto os trabalhos que apresentam o maior número de amostras para o estado de São Paulo são os de Jackson (1926, 1927, 1931a, b, c e 1932) e Viegas (1945).

Mais recentemente Carvalho Júnior *et al.* (2002a, b, 2004a, b, 2006 e 2007) apresentaram o registro de 87 espécies de Uredinales para a cidade de São Paulo e constituem uma amostragem significativa do patógeno nesta região. No estado de São Paulo estão registradas na bibliografia e em herbários cerca de 390 espécies do patógeno.

Apenas dois trabalhos incluíram espécies de cerrado: *Uredo mogi-mirim* Viégas (= *Chaconia ingae* (H. Sydow) Cummins) e *Puccinia erythroxyli* Viégas (= *Maravalia erythroxyli* (Viégas) Ono & Hennen (Viégas 1943, 1945).

Material e Métodos

Foram realizadas coletas de ferrugens em áreas de cerrados em unidades de conservação estaduais do estado de São Paulo nas Estações Experimentais de:

1) Moji-Mirim, situada em Moji-Mirim, SP, coordenadas 22°26'S e 46°57'W, altitude 631 m (Toledo Filho *et al.* 1989)

2) Luis Antonio, situada no município de Luis Antonio, SP, coordenadas 21°40' e 47°49, altitude 670 m (Toledo Filho 1984, *apud* Castro *et al.* 1999)

3) Moji-Guaçu, situada no distrito de Martinho Prado Júnior, município de Moji-Guaçu, SP, coordenadas 22°18'S e 47°9'W, altitude 600 m (Gibbs *et al.* 1983, *apud* Castro *et al.* 1999).

Em alguns materiais registrados no herbário IBI consta como localidade de coleta Fazenda Campininha – cidade de Conchal. Entretanto, segundo Castro *et al.* (1999), fazenda Campinha pertence à cidade de Moji-Guaçu. A ortografia do nome Moji, escrita com "j" também segue Castro *et al.* (1999).

As coletas foram realizadas entre 1975 e 1999, conforme sugerido por Arthur (1929), Fidalgo & Bononi (1989) e Carvalho Jr. (2001).

A identificação preliminar das Uredinales foi realizada apenas para referência, utilizando-se os trabalhos de Hennen *et al.* (1982, 2005) e a experiência acumulada pelos coletores. Para a identificação definitiva foi consultada vasta literatura especializada contendo as descrições dos taxons.

A herborização do material e os métodos de análise seguiram, em linhas gerais, as metodologias sugeridas por Arthur (1929), Systematcs Association Committee for Descriptive Biological Terminology (1962), Savile (1971), Cummins (1978), Fidalgo & Bononi (1989), Carvalho Jr. (2001) e Cummins & Hiratsuka (2003), seguindo-se os conceitos da escola ontogênica de notação de Uredinales.

São relacionadas as espécies de Uredinales em ordem alfabética, o protólogo, os tipos e os principais sinônimos teleomórficos e anamórficos, apontando-se os dados de coleta como, localidades, datas, coletores e números de coleções quando disponíveis na literatura. Os nomes anamórficos estão separados dos teleomórficos, conforme determina o Código Internacional de Nomenclatura Botânica (Greuter *et al.* 2000). É dada uma notação para cada sinônimo indicando se é nomenclatural (≡), ou seja, nomes com o mesmo espécime tipo, ou taxonômico (=) ou seja, nomes com diferentes espécime tipo.

Após as informações de cada espécie e entre parentesis e negrito, está o sistema de notação para o suposto ciclo de vida das espécies atualmente aceitas.

Na identificação das hospedeiras foram utilizadas várias chaves de identificação como a de Joly (1977), Kramer & Green (1990), Agarez *et al.* (1994), Guimarães (1999) entre outros e, em muitos casos, a colaboração de Pesquisadores do Instituto de Botânica de São Paulo e do Horto Florestal de Moji-Mirim.

Todos os espécimes estão depositados nos herbários do Instituto Biológico (IBI) e do Botanical Research Institute do Texas, USA (BRIT) assim como alguns estão representados do herbário do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (RB).

Ao final do trabalho é apresentada também uma tabela com um índice de entrada por hospedeiros.

Resultados e Discussão

Com base em 1.176 espécimes de Uredinales coletados entre 1976 e 1999, foram identificados 128 gêneros de hospedeiras, distribuídas em 49 famílias botânicas (Tab. 1). A partir deste material foram identificadas 157 espécies do patógeno distribuídas em 36 gêneros, sendo mais freqüêntes as especies de *Puccinia* (53), *Uromyces* (19), *Aecidium* e *Phakopsora* (10), *Prospodium* (8), *Uredo* (6), *Crossopsora* e *Ravenelia* (5) e *Coleosporium* (4).

Aecidium calosporum Juel, Bih. K. Svenska Vet.-Akad. Handl. 23: 22. 1897. **Tipo**: sobre *Diospyros* sp., aff. *D. hispida* A.DC., Cuiabá, Mato Grosso, **Brasil**, 7.VIII.1894, *G. A. Malme s.n.* **(O/I,?/?)**.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Ebenaceae - *Diospyros hispida* A. DC: 4.VII.1988, 0/I, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-389* (IBI16499, RB383044) – Luis Antonio, sobre *Diospyros* sp.:, 31.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-674* (IBI14823); 21.II.1984, 0/I, *J. F. Hennen & M.M. Hennen 84-197* (IBI15267).

Aecidium circinatum G. Winter, Hedwigia 23: 168. 1884. **Tipo**: sobre *Jacaranda* sp., São Francisco, Santa Catarina, **Brasil**, I.1884, *Ule-24*. **(?/I,?/?)**.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, Bignoniaceae - *Jacaranda* sp.: 26.VI.1982, 0/I, *E. Pimpinato 82-09* (IBI14086-04, RB382975).

Aecidium duguetiae Hariot, Bull. Soc. Myc. France 31: 57. 1915. **Tipo**: sobre *Duguetia* sp. (como "*Dugettia*"), Annonaceae, Belém, Pará, **Brasil**, X.1913, *F. Vincens s.n.* **(0/I,?,?)**.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Annonaceae - *Duguetia* sp., 30.V.1988, 0/I, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-107* (IBI16213, RB383039).

Aecidium jacarandae Henn., Hedwigia Beiblatt 38: 130. 1899. **Tipo**: sobre *Jacaranda* sp., Tercsópolis, Rio de Janeiro, **Brasil**, I.1897, *Ule-2796*. **(0/Icv,?/?)**.

= *Aecidium puttemansianum* Henn., Hedwigia 48: 3. 1908. Tipo: sobre *Jacaranda* sp. Serra da Cantareira, São Paulo, **Brasil**, III[?].1903, *Puttemans 676*.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Bignoniaceae - *Jacaranda caroba* (Vell.) DC. 0/I, 1.XI.1979, *M. B. Figueiredo et.al. 79-341* (IBI13812). Sobre *J. puberula* Cham., Moji-Guaçu, 1.X.1976, 0/I, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-419* (IBI12616, RB382959); Moji-Mirim, 12.III.1980, 0/I, *M. B. Figueiredo 80-30* (IBI13899); 7.IV.1980, 0/I, *M. B. Figueiredo 80-69* (IBI13939); 26.I.1982, 0/I, *E. Pimpinato 82-15* (IBI14086-010); 15.V.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-287* (IBI14439); 23.XI.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-804* (IBI14951). Sobre *J. rufa* Silva Manso, Moji-Guaçu, 16.IX.1976, 0/I, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-400* (IBI12597, RB382954). Sobre *Jacaranda* spp., Moji-Mirim, 29.XII.1976, 0/I, *M. B. Figueiredo 76-821* (IBI12995); Moji-Guaçu, 14.VII.1977, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-16* (IBI13019); 6.X.1977, 0, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-137* (IBI13136); 11.XII.1977, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-395* (IBI13387); 14.XI.1979, 0/I, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-353* (IBI13824); 14.XI.1979, 0/I, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-354* (IBI13825); 20.XI.1979, 0/I, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-382a* (IBI13857); 20.XI.1980, 0/I, *P. Sabino 80-132* (IBI14003); 26.I.1982, 0/I, *E. Pimpinato 82-16* (IBI14086-011); 26.I.1982, *E. Pimpinato 82-18* (IBI14086-013); 8.IV.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-121* (IBI14273); 10.VI.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-375* (IBI14526); 10.VI.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-375* (IBI14528); 16.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-607* (IBI14756); 29.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al 83-638* (IBI14787); 29.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al 83-639* (IBI14788); 12.XI.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-713* (IBI14862); 12.XI.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-714* (IBI14863); 7.XII.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-816* (IBI14963); 24.XII.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-892, 83-892a* (IBI15039, 15039a); 14.I.1984, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-16* (IBI15083); 15.I.1984, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-32* (IBI15099); 29.I.1984, 0/I, *J. F. Hennen*

et.al. 84-97 (IBI15164); 17.II.1984, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-129* (IBI15199); 17.III.1984, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen* 84-306 (IBI15377); 26.V.1988, 0/I, *J.F. Hennen 88-38* (IBI16148); 7.II.1990, 0/I, *J. F. Hennen et al. 90-152* (IBI17193); 11.XII.1990, 0/I, *Y. Hiratsuka et al. 90-293* (IBI17332, RB383063); Luis Antonio, 8.VII.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al 83-529* (IBI14678); 31.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-694* (IBI14843); 30.V.1988, 0/I, *J. F. Hennen 88-104* (IBI16210); Moji-Guaçu, 7.VII.1988, 0/I, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr 88-477* (IBI16587).

Aecidium ochraceum Speg., Revista Argentina Hist. Nat. 1: 401. 1891. **Tipo**: sobre *Tabernaemontana australis* Mull. Arg., perto de Villa Morra, **Paraguai**, 1893, *J. D. Anisitz 141*. **(?/Icv,?/?).**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Apocynaceae - *Tabernaemontana amygdalifolia* Jacq.: 31.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-670* (IBI14819, RB382993).

Aecidium vinnulum H. S. Jacks. & Holw., Mycologia 23: 360. 1931. **Tipo**: sobre *Byrsonima intermedia* A. Juss., Guarulhos, São Paulo, **Brasil**, 30.I.1922, *Holway 1511*. **(0/Icv,?/?).**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Malpighiaceae - *Byrsonima coccolobifolia* Kunth, 11.XII.1977, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-385* (IBI13378); 11.XII.1977, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-388* (IBI13381, RB382969) - *B. intermedia* A. Juss.: Moji-Mirim, 14.V.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-265* (IBI14417, RB382980); 7.XII.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-838* (IBI14985); 8.XII.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-851* (IBI14998); 24.XII.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-902* (IBI15049); 14.I.1984, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-24* (IBI15091); 17.II.1984, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-128* (IBI15198); 21.III.1986, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-28* (IBI15771, RB383024); Luis Antonio, 8.VII.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-555* (IBI14704); 8.VII.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-559* (IBI14708).

Aecidium xanthoxylinum Speg., Revista Argentina Hist. Nat. 1: 400. **Tipo**: sobre *Zanthoxylum* sp., Paraguari, **Paraguai**, X.1881, *Balansa 3565*. **(?/I,?/?).**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Gruaçu, sobre Rutaceae - *Zanthoxylum* sp., 15.I.1984, I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-46* (IBI15113).

Aecidium xylopiae Henn., Hedwigia 34: 100. 1895. Tipo: sobre *Xylopia* sp., Catalão, Goiás, **Brasil**, VII.1892, *Ule 1921*. **(0/Icv,?/?).**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Annonaceae - *Xylopia aromatica* (Lam.) Mart., 10.VI.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-367* (IBI14518); 29.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-642* (IBI14791); Luis Antonio, 31.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al 83-696* (IBI14845, RB382994); 29.V.1988, 0/I, *J. F. Hennen 88-78* (IBI16184)- *Xylopia* sp.: Moji-Mirim, 16.VII.1976, 0/I, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-403* (IBI12600); 29.XII.1976, 0/I, *M. B. Figueiredo et al. 76-814* (IBI12988); 15.V.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-276* (IBI14428); Luis Antonio, 8.VII.1983, 0/I, *J. F.Hennen et al. 83-525* (IBI14674); Moji-Guaçu, 7.VII.1988, 0/I, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-466* (IBI16576); 12.VI.1999, 0/I, *J. F. Hennen et al. 99-216* (IBI18910).

Aecidium sp.1
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Asteraceae - *Piptocarpha rotundifolia* (Less.) Baker: 11.XII.1977, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-393* (IBI13385).

Aecidium sp.2
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Rubiaceae - *Tocoyena* sp.: 31.X.1983, 0, *J. F. Hennen et al. 83-677* (IBI14826)

Aplopsora hennenii Dianese & Santos, Mycol. Res. 99: 915. 1995. **Tipo**: sobre *Qualea multiflora* Mart., Minas Gerais, Brasil, *UB col. micol. 4351*. **(?/?,IIpe/III).**

= *Aplopsora qualeae* Buriticá & J.F. Hennen, Rev. Acad. Colombia Cienc. 22: 332. 1998. Tipo: sobre *Qualea* sp., Horto Florestal, Moji-Mirim, São Paulo, Brasil, 16.IX.1976, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-390*.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Vochysiaceae - *Qualea* sp.: 18.VII.1979, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 79-216* (IBI13691); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-385* (IBI14536); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-390* (IBI14541); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-456* (IBI14605); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-488* (IBI14637); 12.XI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-726* (IBI14875); 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-905* (IBI15052); 18.II.1984, II, *J. F.*

Hennen & M. M. Hennen 84-150 (IBI15220, RB383007); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-304* (IBI15375, RB383013).

Botryorhiza hippocrateae Whetzel & Olive, Am. Jour. Bot. 4: 47. 1917. **Tipo:** sobre *Hippocratea volubilis* L., Porto Rico, s.d., s.l., *Whetzel & Olive 87*. **(-/-,-/III).**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Hippocrateaceae - *Hippocratea volubilis* L., 6.X.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-149* (IBI13148, RB382968); 11.XII.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-378* (IBI13371); Moji-Mirim, 14.XI.1979, III, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-368a* (IBI13840); Luis Antonio, 8.VII.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-572* (IBI14721); 8.VII.1983, III, *J. F. Hennen et al 83-573* (IBI14722, RB382991).

Catenulopsora henneneae Buriticá, Rev. Acad. Cienc. 23: 429. 1999. **Tipo:** sobre *Pouteria* sp., Sapotaceae, N. de São Gotardo, Minas Gerais, Brasil, 16.VI.1988, *J. F. Hennen & Y. Ono-88-243*. **(?/?,IIse/III).**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Sapotaceae - *Pouteria torta* (Mart.) Radlk., 13.XII.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-334* (IBI12533); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-147* (IBI15217, RB383006) – *Pouteria* sp.: Moji-Guaçu, 14.XII.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-407* (IBI12604); 30.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-658* (IBI14807); Moji-Mirim, 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-290* (IBI14441); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-486* (IBI14635); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-841* (IBI14988); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-07* (IBI15074); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-48* (IBI15791); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-570* (IBI14719); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-679* (IBI14828); 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M.M. Hennen 84-182* (IBI15252); 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-213* (IBI15283, RB383012).

Catenulopsora praelonga (Speg.) Buriticá, Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Fisicas y Naturales 19: 465. 1995. **(?/?,IIpe/III).**

≡ *Rostrupia praelonga* Speg., Contr. Estud. Fl. Sierra Ventana 1: 83. 1896. Tipo: sobre *Pavonia polymorpha* A. St.-Hil., Malvaceae, Sierra Ventana, Cordo, **Argentina**, s. d., s.loc., s.col.

= *Kuehneola malvicola* Arthur, N. Am Flora 7: 187. 1912. Tipo: sobre *Abutilon* sp., Malvaceae, Cerro Hu, próximo a Paraguari, Paraguai, s.d., *Ellis & Ev., N. Am. Fungi 2408* (exsicata). Arthur (1912) descreveu télios e teliósporos mas publicou o nome como uma transferência de *Uredo malvicola* Speg. Entretanto, Cummins & Stevenson (1956) trataram-na como um novo nome teleomórfico atribuído apenas a Arthur.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Malvaceae - *Pavonia hexaphylla* (S. Moore) Krapov., 21.II.1984, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-207* (IBI15277, RB383011); 29.V.1988, II, *J.F. Hennen 88-8* (IBI16189).

Cerotelium ficicola Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colomb. 23: 417. 1999. **Tipo:** sobre *Ficus* sp., North Coast Road, **Trinidad**, 27.I.1952, *R. E. D. Baker 2482*. **(?/?,IIse/III).**

Anamorfos

Physopella ficicola (Speg.) Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colomb. 23: 417. 1999.

≡ *Uredo ficicola* Speg., An. Soc. Cient. Argentina 17: 120. 1883. Tipo: sobre *Ficus* sp., Cordilheira de Peribebuy, **Paraguai**, VII.1883, *Balansa 3881*.

= *Uredo ficina* Juel, Bih. Kongl. Svenska Vet.-Akad. Handl. 23: 25. 1897. Tipo: sobre *Ficus* sp., San Antonio, **Paraguai**, VII.1893, *Lindman 80*.

≡ *Physopella ficina* (Juel) Arthur, N. Am. Fl. 7: 103. 1907.

= *Uredo fici* var. *guarapiensis* Speg., An. Soc. Cient. Argentina 17(3): 120. 1884. Tipo: sobre *Ficus ibapohi* Orb. *ex* Rojas Acosta, perto de Guarapi, **Paraguai**, V.1881, *Balansa 4122*.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Moraceae - *Ficus* sp.: 8.VII.1983, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-561* (IBI14710, RB382990); 30.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-110* (IBI16216); Moji-Guaçu, 6.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-422* (IBI16532); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-460* (IBI16570, RB383058).

Cerotelium figueiredae Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colombia Cienc. 23: 419.1999. **Tipo**: sobre *Randia* sp., Fazenda Campinha, Moji-Guaçu, São Paulo, Brasil, 27.VI.1988, *J. F. Hennen et al. 88-355*. **(?/?,II/III)**.

Anamorfo

Uredendo figueiredeae Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colombia Cienc. 23: 419. 1999. Tipo: o mesmo do teleomorfo.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Rubiaceae - *Randia* sp. 27.VI.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-355* (IB116466, RB383415).

Cerotelium giacometti Dianese, Santos & Medeiros, Fitopatol. Bras. 18: 444. 1993. **Tipo**: sobre *Caryocar brasiliense* Cambess., Fazenda Pedra Grande, Buritís, Minas Gerais, Brasil, 31.V.1993, *J.C. Dianese, & A. Lacerda, UB col. Mycol. 4008*. **(?/?, IIse,III)**.

Anamorfos

Milesia uberabensis (Henn.) A. A. Carvalho & J.F. Hennen , comb. nov.

≡ *Uredo uberabensis* Henn., Hedwigia 34: 321. 1895. Tipo: relatado sobre *Byrsonima* sp. (Malpighiaceae). Mas o Tipo no HBG é registrado no livro de campo de Ule como sobre *Caryocar* sp. (Caryocaraceae), Uberaba, Minas Gerais, **Brasil**, VI.1892, *Ule 2005* (HBG).

= *Milesia caryocae* Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colombia Cienc. 23: 410. 1999. Tipo: o mesmo de *Cerotelium giacometti* Dianese, Santos, & Medeiros.

Material analisado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Caryocaraceae - *Caryocar brasiliense* A. St.-Hil., 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-140* (IB114292, RB382979); 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-283* (IB114435); 12.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-412* (IB114563); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen, 83-481* (IB114630); 21.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-68* (IB115135); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-136* (IB115206); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 88-63* (IB116170); Moji-Guaçu, 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-172* (IB115242); Luis Antonio, 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-668* (IB114817) - *Caryocar* sp.: Moji-Mirim, 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-380* (IB114531); Moji-Guaçu, 15.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-35* (IB115102); 12.VI.1999, II, *J. F. Hennen et al. 99-207* (IB118901).

Cerradoa palmaea J.F. Hennen & Y. Ono, Mycologia 70: 570. 1978. **Tipo**: sobre *Attalea ceraensis* Barb. Rodr., PARNA Águas Emendadas, Brasília, **Brasil**, VIII.1976, *J.F. Hennen, M. M. Hennen, Y. Ono & P. Herringer76-247A*. **(?/?,II/III)**.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, Palmae - *Attalea* sp. 29.IX.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-127* (IB113124); 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-131a* (IB113128); 30.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-659* (IB114808); 15.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-045* (IB115112); 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-165* (IB115235); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-340* (IB115411); Moji-Mirim, 14.XI.1979, II/III, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-365* (IB113836, RB382972); 14.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-369* (IB113841); 2.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-111* (IB114086-105); 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-144* (IB114296); 15.V.1983, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-291* (IB114442); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-381* (IB114532); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-611* (IB114760); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-652* (IB114801); 23.XI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-809* (IB114956); 8.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-853* (IB115000); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-325* (IB115396); – indet.: Moji-Guaçu, 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-131b* (IB113129); 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-131c* (IB113130); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-338* (IB115409); 4.XII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-399* (IB116509, RB383046); 12.VI.1999, II, *J. F. Hennen et al. 99-215* (IB118909).

Chaconia braziliensis Y. Ono & J.F. Hennen, Trans. Mycol. Soc. Japan 24: 382. 1983. **Tipo**: sobre *Stryphnodendron* sp., Fazenda Campininha, Conchal, São Paulo, **Brasil**, 16.IX.1976, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-404*. **(?/?,II/III)**.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Leguminosae - *Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville, 16.IX.1976, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo76-404* (IB112601, RB382956); 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-139* (IB113138); 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen*

77-142 (IB113141); 11.XII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-383* (IB113376); Moji-Mirim, 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-823* (IB112997); 2.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-107* (IB114086-101); 14.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-267* (IB114419); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-553* (IB114702) - *S. barbatimam* Mart.: Moji-Mirim, 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-79* (IB114232); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-140* (IB115210, RB383005) - *Stryphnodendron* sp.: Luis Antonio, 30.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-98* (IB116204); Moji-Guaçu, 04.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-385* (IB116495); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-461* (IB116571).

Chaconia ingae (Syd.) Cummins, Mycologia 48: 602. 1956. **Tipo**: sobre *Inga* sp., Vreedn Hoor, **Guiana Inglesa**, 8.1.1922, *Stevens 715*. **(0/Ipv,IIpv/III).**

≡ *Maravalia ingae* Syd., Mycologia 17: 257. 1925.

≡ *Bitzea ingae* (Syd.) Mains, Mycologia 31: 38. 1939.

= *Maravalia utriculata* Syd., Ann. Mycol. 23: 314. 1925. (XII.1925). Tipo: sobre *Inga* sp., La Caja, San José, **Costa Rica**, 6.I.1925, *H. Sydow 279*.

Anamorfos

Uredo excipulata Syd. & P. Syd., Ann. Mycol. 2: 35. 1904. **Tipo**: sobre *Inga inicuil* Cham. & Schltdl., **Mexico**, *Pringle*. Este nome anamórfico é usado tanto para a fase ecial quanto para uredinial.

= *Uromyces ingicola* Henn., Hedwigia 43: 157. 1904. Tipo: sobre *Inga* sp, Rio Juruá Mirim, Amazonas, **Brasil**, VI.1901, *Ule 2929*. (Hennings identificou por engano urediniósporos como teliósporos).

= *Uromyces ingicola* Henn., Hedwigia 48: 1. 1909. Tipo: sobre *Inga* sp. São Paulo, São Paulo, **Brasil**, II.1903, *Puttemans 646*. (Hennings publicou este homônimo posterior erroneamente, com diferentes espécimes tipo).

= *Uromyces porcensis* Mayor, Mem. Soc. Neuchâteloise. Sci. Nat. 5: 459. 1913. Tipo: sobre on *Inga cf. ingoides* (Rich.) Willd., estrada de Cisnero para Medelin, Andes Centrales, Antioquia, **Colombia**, 31.VII.1910, *E. Mayor 311*. (Mayor descreveu apenas espermogônios e eciósporos, não teliósporos).

= *Ravenelia whetzelii* Arthur, Mycologia 9: 64. 1917. Tipo: sobre *Inga vera* Willd., La Jagua, Mayaguez, **Porto Rico**, 28.III.1916, *Whetzel & Olive 206*. (Arthur descreveu apenas espermogônio e écio).

= *Uromyces ingaeiphilus* Speg., Revista Argentina Bot. 1: 140. 1925. Tipo: sobre *Inga edulis* Mart., Puerto Iguazú, Missiones, **Argentina**, XI.1923, *J. F. Molfino s.n.* (Spegazzini identificou erroneamente urediniósporos como teliósporos).

= *Uredo mogy-mirim* Viégas, Bragantia 5: 85. 1945. Tipo: sobre *Inga* sp., Fazenda Spina, Moji-Mirim, São Paulo, **Brasil**, 17.XII.1940, *A. R. Campos 16*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, Leguminosae – *Inga* sp., 8.VI.1983, I, *J. F. Hennen et al. 83-552* (IB114701, RB382988); 31.X.1983, 0/I, II, *J. F. Hennen et al. 83-671* (IB114820).

Cionothrix praelonga (G. Winter) Arthur, N. Am. Fl. 7: 124. 1907. **(0/III)**.

≡ *Cronartium praelongum* G. Winter, *in* Rabenhorst, Hedwigia 26: 24. 1887. Tipo: sobre *Eupatorium* sp.? (no mateiral de Ule consta *E. odoratum* L. – Arthur considera como Compositae indet.), São Francisco, Santa Catarina, **Brasil**, V.1885, *Ule 73*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Asteraceae - *Eupatorium* sp. 6.X.1977, III-IV, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-134* (IB113133); 6.X.1977, III-IV, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-144* (IB113143, RB382966); 11.XII.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-384* (IB113377); Luis Antonio, 30.V.1988, III, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-103* (IB116209, RB383038).

Coleosporium ipomoeae Burrill [como "(Schwein.) Burrill"], Bull. Illinois State Lab. Nat. Hist. 2: 217. 1885. **Tipo**: sobre *Ipomoea pandurata* (L.) G. Mey, Salen, North Carolina, **Estados Unidos das Américas**, s.d. *Schweinitz s.n.* **(0/Icv⇌IIcv/III)**.

= *Coleosporium fischeri* Mayor, Mem. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 5: 550. 1913. Lectotipo: sobre *Ipomoea angulata* Lam. [como

"*Quamoclit angulata* (Lam.) Bojer"], Pres. Villeta, Cundinamarca, **Colombia**, 9.X.1910, *Mayor 286a* (NEU). Lectotipo aqui designado.

Sinanamorfos

Sinônimos urediniais

Caeoma ipomoea Link *in* Willdenow, Sp. Pl. 6(2): 14. 1825. **Tipo**: o mesmo de *Coleosporium ipomoeae* Burrill.

≡ *Uredo ipomoeae* Schwein., Schrift. Naturf. Ges. Leipzig 1: 70. 1822. Tipo: o mesmo de *Coleosporium ipomoeae* Burrill.

= *Coleosporium guaraniticum* Speg., Anales Soc. Cient. Argent. 17: 95. 1884. Tipo: sobre *Ipomoea gossypioides* Parodi, Paraguari, **Paraguai**, s.d, *s.col*. (Somente uredínios descritos).

= *Uredo ipomoeae-pentaphyllae* Henn., Hedwigia 35: 252. 1896. Tipo: sobre *Ipomoea pentaphylla* Cav., Rio de Janeiro, **Brasil**, V.1887, *Ule 712*.

= *Aecidium dominicanum* Gonz. Frag. & Cif., Bol. Real. Soc. Espan. Hist. Nat. Madrid 26: 249. 1926. Tipo: sobre *Ipomoea* sp., nas proximidades de Haina, **República Dominicana**, s.d., *Ciferri s. n.* (Somente uredínios descritos).

= *Uredo vicosiana* Thurst., Mycologia 32: 306. 1940. Tipo: sobre *Ipomoea* sp. (hospedeiro originalmente identificado erradamente como *Cleome spinosa* Jacq., Capparidaceae), Viçosa, Minas Gerais, **Brasil**, 4.II.1934, *A. S. Mueller 689*.

Sinônimo ecial

Peridermium ipomoeae Hedgc. & N.R. Hunt, Mycologia 9: 239. 1917. Tipo: sobre *Pinus echinata* Mill., East Point, Georgia, **Estados Unidos das Américas**, 26.IV.1916, *Hedgecock 22217*. Não registrado na América do Sul.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Convolvulaceae - *Ipomoea cairica* (L.) Sweet, 14.VII.1977, II, *M. B.Figueiredo 77-15* (IBI13018, RB382961); 18.VI.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-338* (IBI16447) - *I. nil* (L.) Roth; Moji-Mirim, 10.VI.1983, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-398* (IBI14549); 21.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-877* (IBI15024); 16.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-49* (IBI15116); 21.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-66* (IBI15133); 20.II.1984, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-175* (IBI15245); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-39* (IBI15782).

Coleosporium plumeriae Pat. (como "*plumierae*"), Bull. Soc. Mycol. France 18: 178. 1902. **Tipo**: sobre *Plumeria alba* L., **Guadalupe**, s.d., s.loc., *R. P. Duss s.n.* **(?/?←IIcv/III)**.

Anamorfos

Uredo domingensis Berk., Ann. Mag. Nat. Hist. (2 ser.) 9: 200. 1852. Tipo: sobre *Plumeria* sp. (relatado originalmente como planta desconhecida), **Santo Domingo**, s.d., *s.col*. Literatura não disponível. O hospedeiro foi identificado por Arthur (1918a: 329). Este nome necessita ser transferido para um gênero anamorfico apropriado.

= *Uredo plumeriicola* Henn., Hedwigia 43: 161. 1904. Tipo: sobre *Plumeria* sp., Huallaga, **Peru**, I.1903, *Ule 3239*.

≡ *Coleosporium domingensis* (Berk.) Arthur, Amer. J. Bot. 5: 329. 1918. Tipo: o mesmo de *Uredo dominguensis* Berk. (Baseado no uredinio).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Apocynaceae - *Plumeria* sp.: Moji-Mirim, 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-134* (IBI14286); Moji-Mirim, 26.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-494* (IBI14643); Moji-Mirim, 12.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-590* (IBI14739).

Coleosporium tussilaginis (Pers.) Lév., *in* Orbigny, Dict. Univ. Hist. Nat., 12: 786. 1849. **(O/Icv←IIcv/III)**. Esta citação bibliográfica é de Hylander *et al.* (1953).

≡ *Uredo tussilaginis* Pers., Syn. Meth. Fung. p. 218, 1801. Tipo: sobre *Tussilago farfara* L., Europe. Hylander *et al.*(1953) registrou que o tipo contém télios.

= *Coleosporium senecionis* J.J. Kickx, Flora Flandres 2: 53. 1867. Lectotipo: sobre *Senecio vulgaris* L., Belgium, Flanders. Lectotipo designado por Hylander *et al.* (1953).

Outros sinônimos teleomorficos baseados em espécies européias e norte americanas são registradas por Arthur (1907), Hylander *et al.* (1953), Kaneko (1981), Lindquist (1982) e outros, sendo muito numerosas para serem colocadas aqui.

Anamorfos

Anamorfos espermogoniais e eciais ocorrem sobre *Pinus* spp. na Eurásia do Norte e talvez na América do Norte e foram nomeados diversas vezes. Provavelmente o nome anamórfico com prioridade seja *Peridermium pinicola* (Pers.) Berk. Espermogônio e écio são desconhecidos na América do Sul.

Quanto aos anamorfos urediniais muitos nomes foram dados. Talvez o anamorfo uredinial com prioridade seja *Uredo tussilaginis* Pers. como indicado acima. Tem prioridade tanto para o nome teleomorfico quanto para o nome anamórfico da publicação de Persoon, pois contém informações descritivas tanto do telio quanto do uredinio.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Emilia sonchifolia* (L.) DC., 2.VII.1976, II, *J. F. Hennen 76-324* (IBI12523); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-608* (IBI14757); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-613* (IBI14762); 30.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-705* (IBI14854); Moji-Guaçu, 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-147* (IBI13146).

Coleosporium vernoniae Berk. & Curtis *in* Berkeley, Grevillia 3: 57. 1874. **Tipo**: sobre *Vernonia* sp., Compositae, Alabama, **Estado Unidos das Américas,** s.d., *Beaumont-s.n.* **(0/Icv⇆IIcv/III)**.

= *Coleosporium elephantopodis* Thüm., Mycol. Univ. no. 953. 1878. Tipo: sobre *Elephantopus tomentosus* L., Compositae, North Carolina, **Estados Unidos das Américas**, s.d., s. col. No espécime tipo os telios estão presentes e foram descritos por Thuemem, desta forma o nome está atribuido somente a Thuemem e não como uma transferência de *Uredo elephantopus* Schwein. como registrado por Arthur (1962).

Anamorfos

Uredo elephantopodis Schwein., Schrift. Nat. Ges. Leipzig 1: 70. 1822. Tipo: o mesmo que para *Coleosporium elephantopodis* Thuemen.

= *Uredo elephantopodis* Henn., Hedwigia 35: 253. 1896. Tipo: sobre *Elephantopus scaber* L., São Francisco, Santa Catarina, **Brasil**, 1884, *Ule 6*. Não o de Petch.

= *Aecidium vernoniae-mollis* Mayor, Mem. Soc. neuchatel. Sc. Nat. 5:570. 1913. Tipo: sobre *Vernonia mollis* Kunth, Antioquia, **Colombia**, 09.IX.1910, *Mayor 172*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Elephantopus angustifolius* Sw. 12.III.1980, II/III, *M. B. Figueiredo 80-32* (IBI13901, RB382974); 9.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-861* (IBI15008); 21.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-875* (IBI15022); 15.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-33* (IBI15100); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-126* (IBI15196) – *E. mollis* Kunth: Moji-Guaçu, 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-29* (IBI13031); 21.VIII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-86* (IBI13084); 19.II.1984, II, *J.F. Hennen & M.M. Hennen 84-171* (IBI15241); Moji-Mirim, 14.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-362* (IBI13833); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-606* (IBI14755); 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-80* (IBI14233); 8.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-128* (IBI14280); 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-406* (IBI14557); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-471* (IBI14620); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-821* (IBI14968); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-11* (IBI15078); 17.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 84-62* (IBI15129); 29.I.1984, II, *J. F. Hennen et al. 84-93* (IBI15160); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-112* (IBI15182); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-533* (IBI14682); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-682* (IBI14831); 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-189* (IBI15259); 29.I.1984, II, *J. F. Hennen et al. 84-93* (IBI15160) - *Elephantopus* sp.: Moji-Mirim, 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-33* (IBI15776); Luis Antonio, 29.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-84* (IBI16190).

Crossopsora angusta Jorst., Arkiv. Bot. Ser. 2, 3: 448. 1956. **Tipo**: sobre *Echites sulphureus* Vell., Cuiabá, Mato Grosso, **Brasil**, 19.VI.1922, *Malme* s.n. **(?/?,IIpe/III)**.

Anamorfo

Malupa joerstadae Buriticá & J.F. Hennen *in* Buriticá, Rev. Acad. Colomb. Cienc. 23: 411. 1999. Tipo: sobre *Echites* sp. Horto Florestal, Luis Antonio, São Paulo, **Brasil**, 08.VI.1983, *J. F. Hennen et al. 83-528* (IBI14677).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Apocynaceae - *Echites* sp.: 8.VII.1983,

III, *J. F. Hennen et al. 83-527* (IBI14676, RB382985); 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-528* (IBI14677); 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-205* (IBI15275); 29.V.1988, II/III, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-85* (IBI16191, RB383032) - indet.: Moji-Guaçu, 04.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-381* (IBI16491).

Crossopsora byrsonimatis (Henn.) R.S. Peterson, Rept. Tottori Mycol. Inst. Japan 10: 210. 1973. **(0/Ice,IIpe/III).**

≡ *Cronartium byrsonimatis* Henn., Hedwigia 48: 2. 1908. Tipo: sobre *Byrsonima coccolobifolia* Kunth, Morro Pelado, São Paulo, **Brasil**, VII.1904, *Puttemans 1140*.

Anamorfos

Aecidium byrsonimatis Henn., Hedwigia 34: 101. 1895. Lectotipo: sobre *Byrsonima* sp., Maranhão, Goiás, **Brasil**, IX.1892, *Ule 1924*. (HBG). **(0/I,?/?).** Lectotipo aqui designado.

= *Aecidium byrsonimaticola* Henn., Hedwigia 34: 322. 1895. Tipo: sobre *Byrsonima* sp., Goias, **Brasil**, *Ule 2150*.

= *Endophyllum singulare* Dietel & Holw., *in* Holway, Bot. Gaz. (Crawfordsville) 31:336. 1901. Tipo: sobre *Byrsonima* sp. (registrada erradamente como "planta ericace"), Jalisco, **Mexico**, *M. E. Jones s.n.*

≡ *Aecidium singulare* (Dietel & Holw.) Arthur, Amer. J. Bot. 5: 540. 1918. Tipo: o mesmo para *Endophyllum singulare* Dietel & Holw.

≡ *Aecidium byrsonimae* F. Kern & Kellerm., J. Mycol. 13: 24. 1907. Tipo: sobre *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth, Sierra de las Minas, Depto. de Baja Verapaz, **Guatemala**, 10.III.1905, *Kellerman 4325*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Malpighiaceae - *Byrsonima intermedia* A.Juss. 16.VII.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-399* (IBI12596); Moji-Mirim, 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-817* (IBI12991); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-138* (IBI15208); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-318* (IBI15389); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-58* (IBI16165); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-557* (IBI14706); 30.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-101* (IBI16207, RB383036) - *B. coccolobifolia* Kunth: Moji-Mirim, 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-903* (IBI15050, RB383003); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-321* (IBI15392, RB383414) - *Byrsonima* sp.: Moji-Mirim, 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-6* (IBI15073).

Crossopsora hymenaeae Dianese, Buriticá, & J.F. Hennen, Fitopatol. bras. 19: 589. 1994. **Tipo**: sobre *Hymenaea stigonocarpa* Mart. *ex* Hayne, entre Rialma e Rianopolis, Goiás, Brasil, 16.VII.1979, *J. F Hennen & M. M. Hennen-79-178* (IBI-13654). **(?/?,IIpe/III).**

≡ *Crossopsora hymeneaea* Buriticá & J.F. Hennen *in* Buriticá & Pardo-Cardona, Rev. Acad. Colombiana Cienc. 20: 213. 1996.

Anamorfos

Peridipes hymenaeae (Mayor) Buriticá & J.F. Hennen *in* Buriticá & Pardo-Cardona, Rev. Acad. Colombiana Cienc. 20: 213. 1996,

≡ *Uredo hymeneae* Mayor, Mem. Soc. Neuchatel Sci. Nat. 5: 586. 1913. Tipo: sobre *Hymenaea* sp., entre Sabaletas e Titiribí, Antioquia, **Colombia**, 15.VII.1910, *E. Mayor 149*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Leguminosae - *Hymenaea* sp., 8.VII.1983, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-550* (IBI14699, RB382987); 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-551* (IBI14700).

Crossopsora notata (Arthur & J.R. Johnst.) Arthur, N. Amer. Flora 7: 695. 1925.

≡ *Cronartium notatum* Arthur & J.R. Johnst., Mem. Torrey Bot. Club. 17: 114.1918. Tipo: sobre *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth, Las Tunas, **Cuba**, 29.III.1916, *J. R. Johnston s.n.* **(?/?,II/III).**

Anamorfo

Malupa miuma Buriticá, Rev. Acad. Colombia Cienc. 23: 414. 1999. Tipo: o mesmo de *Cronartium notatum* Arthur & J.R. Johnst.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Malpighiaceae - *Byrsonima intermedia* A.Juss., 8.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-556* (IBI14705, RB382989).

Crossopsora sp.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Malpighiaceae indet., 4.VII.1988, 0/I, II, *R. M. López-Franco & A. A. de Carvalho Jr. 88-386* (IBI16496).

Dasyspora gregaria (Kunze) Henn., Hedwigia 35: 231. 1896. **(0/-, /III)** ou **(-/-,-/III)**.

≡ *Puccinia gregaria* Kunze, *in* Weigelt, Exsicc. 1827. Tipo: sobre *Xylopia* sp., Annonaceae, **Suriname**, s.d., *Weigelt s.n.* Este nome e a descrição da espécie, foi publicada em etiquetas impressas que, por sua vez, foram distribuídas com as exsicatas de Weigelt. A data da distribuição não é dada com certeza mas deve ter sido realizada em 1827.

≡ *Dasyspora foveolata* Berk. & M.A. Curtis [como "(Schwein.) Berk. & M.A. Curtis"], Jour. Acad. Nat. Sci. Philadelphia, II.2: 281. 1853. Tipo: é uma duplicata do herbario de Schweinitz que consta como *Puccinia gregaria* Kunze. Esta é a espécie tipo do gênero *Dasyspora.*

= *Puccinia winteri* Pazschke *in* Rabenhorst & Winter, Hedwigia 29: 158. 1890. Tipo: sobre *Xylopia* sp., Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, **Brasil**, VIII.1887, *Ule-98.*

≡ *Puccinia foveolata* (Berk. & M.A. Curtis) Henn., Hedwigia 34: 95. 1895.

Material estudado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Annonaceae - *Xylopia aromatica* (Lam.) Mart., 2.IX.1976, III, *J. F. Hennen 76-342* (IBI12540); 2.IX.1976, III, *J. F. Hennen 76-343* (IBI12541); 29.XII.1976, III, *M. B. Figueiredo et al. 76-827* (IBI13001); 14.XI.1979, III, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-366* (IBI13837); 20.XI.1979, III, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-376* (IBI13850); 20.XI.1979, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 79-377* (IBI13851); 12.III.1980, III, *M.B. Figueiredo 80-26* (IBI13895); 7.IV.1980, III, *M. B. Figueiredo 80-59* (IBI13929); 7.IV.1980, III, *M. B. Figueiredo 80-71* (IBI13941); 8.V.1980, III, *M. B. Figueiredo 80-77* (IBI13947); 20.XI.1980, III, *M. B. Figueiredo 80-133* (IBI14004); 26.I.1982, III, *Edson Pimpinato 82-12* (IBI14086-07); 26.I.1982, III, *E. Pimpinato 82-14* (IBI14086-09); 27.I.1982, III, *E. Pimpinato 82-17* (IBI14086-12); 9.IV.1983, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-126* (IBI14278); 11.VI.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-389* (IBI14540); 24.VI.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-459* (IBI14608); 16.X.1983, 0/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-609* (IBI14758); 21.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-872* (IBI15019); 13.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-4* (IBI15071); 17.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-114* (IBI15184); 21.III.1986, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-26* (IBI15769); 26.V.1988, 0/III, *J. F. Hennen et al. 88-46* (IBI16154); 7.II.1990, III, *J. F. Hennen & A. A. Carvalho Jr. 90-160* (IBI17201); 11.XII.1990, III, *Y. Hiratsuka et al. 90-297* (IBI17336); Moji-Guaçu, 1.X.1976, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-413* (IBI12611); 6.X.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-138* (IBI13137); 6.X.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-141* (IBI13140); 30.X.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-660* (IBI14809); 15.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-37* (IBI15104); 19.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-166* (IBI15236); 27.VI.1988, III, *J. F. Hennen et al. 88-351* (IBI16462); 27.VI.1988, III, *J. F. Hennen et al. 88-353* (IBI16464); 5.VII.1988, III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-415* (IBI16525, RB383049); 6.VII.1988, III, *R. M. Lopez-Franco & A.A. Carvalho Jr. 88-430* (IBI16540); 6.VII.1988, III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-437* (IBI16547); 6.VII.1988, III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-443* (IBI16553); 7.VII.1988, III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-462* (IBI16572); 8.VII.1988, III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-475* (IBI16585, RB383061); 12.VI.1999, III, *J. F. Hennen et al. 99-214* (IBI18908); Luis Antonio, 20.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-191* (IBI15261).

Desmella anemiae Syd. & P. Syd. (como "*aneimiae*"), Ann. Mycol. 16: 241. 1918. Lectotipo: sobre *Anemia tomentosa* var. *fulva* Kunth (Schizaeaceae), Tubarão, Santa Catarina, **Brasil**, *Ule 515* (HBG). Lectotipo aqui designado. **(?/?,II/III)**.

Anamorfos

Caeoma mbatobiense Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 17: 96. 1884. Tipo: sobre *Pteris* sp.?, nas proximidades de Mbatobi, **Paraguai**, VII.1883, *Balansa 3866.*

= *Caeoma superficiale* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 17: 96. 1884. Tipo: sobre *Blechnum* sp., nas poroximidade de Mbatobi, **Paraguai**, VII.1883, *Balansa 3882.*

= *Uredo gymnogrammes* Henn., Hedwigia 34: 337. 1895. Tipo: sobre *Gymnogramna* sp. Santa Catarina, **Brasil**, s.d., *Alfr. Moeler s.n.*

= *Uredo aneimiae* Henn., Hedwigia 35: 255. 1896. Lectotipo: o mesmo de *Desmella anemiae* Syd. & P. Syd.

= *Uredo blechnicola* Henn., Hedwigia 43: 165. 1904. Tipo: sobre *Blechnum volubile* Kaulf., Rio Jura, Juruá-Mirim, **Brasil**, VIII.1901, *Ule 3141.*

= *Uredo nephrolepidis* Dietel, Mem. Soc. Neuchatel Sci. Nat. 5: 576. 1913. Tipo: sobre *Nephrolepis pendula* (Raddi) J.Sm., entre Angelopolis e Guaca, Antioquia, **Colombia**, 12.IX.1910, *Mayor 151*.

= *Desmella gymnogrammes* Syd. & P. Syd., Ann. Mycol. 16: 242. 1918. Tipo: o mesmo que *Uredo gymnogrammes*, telios não descritos.

= *Desmella mbatobiense* Syd. & P. Syd., Ann. Mycol. 16: 241. 1918. Tipo: o mesmo para *Caeoma mbatobiensis*, telios não descritos.

= *Desmella superficialis* Syd. & P. Syd., Ann. Mycol. 16: 242. 1919. Tipo: o mesmo que *Caeoma superficiale*, telios não descritos.

= *Desmella superficialis* Kern *in* Stevenson, Fungi of Puerto Rico, Contr. Reed Herb. p. 264. 1975. Tipo: o mesmo que *Caeoma superficiale*, telios não descritos.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Polypodiaceae - *Polypodium lasiopus* Kl., 20.XI.1979, II/III, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-381* (IBI13855, RB 382973); 15.V.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-279* (IBI14431); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-359* (IBI14510); 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-384* (IBI14535); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-465* (IBI14614); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-564* (IBI14713); 30.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-111* (IBI16217); Moji-Guaçu 30.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-665* (IBI14814); 4.VI.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-392* (IBI16502) - *Polypodium* sp.: Moji-Mirim, 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-132* (IBI15202); Moji-Guaçu, 8.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-468* (IBI16578, RB383059) – *Cyclosorus dentatus* (Forssk.) Ching: Luis Antonio, 8.VII.1983, II, J. F. *Hennen et al. 83-563* (IBI14712); Moji-Mirim, 7.XII.1983, II, *J.F. Hennen & M.M. Hennen 83-828* (IBI14975); 17.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-58* (IBI15125); 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-180* (IBI15250); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-72* (IBI16179) - sobre Thelypteridaceae - *Thelypteris* sp.: Moji-Guaçu, 6.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-431* (IBI16541, RB383054).

Dietelia duguetiae (Thurst.) Buriticá & J.F. Hennen, Fl. Neotropica 24: 17. 1980. **(0/-,-/III).**

≡ *Endophylloides degueliae* Thurst., Mycologia 32: 293. 1940. Tipo: sobre *Duguetia furfuracea* (A.St.-Hil.) Saff. (Annonaceae), Uberlândia, Minas Gerais, **Brasil**, 18.V.1936, *Muller s.n.* Thurston registrou o hospedeiro erradamente como *Deguelia*, um gênero de Leguminosae. Buriticá & Hennen (1980) corrigiram a ortografia quando transferiram a espécie para *Dietelia*.

= *Alveolaria duguetiae* Viégas, Bragantia 5: 9. 1945. Tipo: sobre *Duguetia furfuracea* (A.St.-Hil.) Saff., Vale do Paraíba, São Paulo, **Brasil**, 26.VII.1937, *J. Ferra Cunha 2107*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Annonaceae - *Duguetia furfuracea* (A.St.-Hil) Saff., 29.XII.1976, 0/III, *M. B.Figueiredo et al. 76-812* (IBI12986, RB382960); 17.II.1984, 0/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-111* (IBI15181); Luis Antonio, 8.VII.1983, 0/III, *J. F. Hennen et al. 83-523* (IBI14672); Luis Antonio, 21.II.1984, 0/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-206* (IBI15276, RB383010); Moji-Mirim, 19.II.1984, 0/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-167* (IBI15237) - *Duguetia* sp.: Luis Antonio, 31.X.1983, 0/III, *J. F. Hennen et al. 83-689* (IBI14838).

Diorchidium copaifera (P. Syd. & Syd.) Cummins & Y. Hirats., Illustrated Genera of Rust Fungi. Revised Ed. p. 147. 1983. **(?/?,IIpe/III).**

≡ *Sphenospora copaifera* P. Syd. & Syd., Monogr. Ured. 4: 584. 1924. Tipo: sobre *Copaifera* sp., Leguminosae, Morro Pelado, São Paulo, **Brasil**, VII.1904, *Puttemans 1154*.

Anamorfo

Uredo copaiferae Henn., Hedwigia 48: 2-3. 1908. Tipo: o mesmo de *Sphenospora copaifera* P. Syd. & Syd.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Copaifera langsdorffii* Desf., 26.III.1983, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-77* (IBI14230); Luis Antonio, 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-208* (IBI15278); 29.V.1988, II/III, *J. F. Hennen 88-82* (IBI16188, RB383031); Moji-Guaçu, 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-476* (IBI16586) - *Copaifera* sp.: Moji-Mirim, 12.VI.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-409* (IBI14560); Moji-Guaçu, 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-160* (IBI15230).

Hemileia sp.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Apocynaceae indet. 21.VIII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-85* (IBI13083); 06.VII.1988, II,

R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-424 (IBI16534); 07.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-456* (IBI16566); Moji-Mirim, 12.III.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-27* (IBI13896); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-458* (IBI14607); 29.I.1984, II, *J. F.Hennen et al. 84-98* (IBI15165); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-45* (IBI16153); Luis Antonio, 08.VI.1983, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-526* (IBI14675); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-702* (IBI14851); 30.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-108* (IBI16214).

Kimuromyces cerradensis Dianese, Santos, Medeiros & Furlanetto, Fit. bras. 20: 251. 1995. **Tipo**: sobre *Astronium fraxinifolium* Schott *ex* Spreng., Fazenda Nova Índia, Goiás, **Brasil**, 10.IV.1993, *Dianese & R. B. Medeiros-837*. **(?/?,IIpe/III)**.

Anamorfos

Uredo rhombica Speg., An. Soc. Cient. Argentina 17: 124. 1884. Tipo: sobre *Astronium urundeuva* Engl., (registrado originalmente como "*Astronium juglandifolium*"), Cordillera de Peribebuy, VII.1883, *Balansa 3797*.

= *Uredo mauriae* Syd., Ann. Mycol. 23: 325. 1925. Tipo: sobre *Mauria glauca* Donn. Sm., Anacardiaceae, La Caja, nas proximidades de San José, **Costa Rica**, 14.II.1925, *H. Sydow 10*.

= *Uredo roupalae* Cummins, Bull. Torrey Bot. Club 64: 43. 1937. Tipo: sobre *Mauria glauca* Donn. Sm., Anacardiaceae (erradamente registrada originalmente como *Roupala veraguensis* Klotzsch *ex* Meisn, Proteaceae), **Costa Rica**, San José, 1928, *H. Schmidt 2052*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Anacardiaceae - *Astronium* sp. 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-90* (IBI14243, RB382977); 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-136* (IBI14288); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-373* (IBI14524); 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-179* (IBI15249); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-311* (IBI15382, RB383014); Moji-Guaçu 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-168* (IBI15238).

Kuehneola loeseneriana (Arthur) H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 23: 105. 1931. **Tipo**: o mesmo de *Spirechina loeseneriana* Arthur. **(0/Ipegall,IIpv/III)**.

≡ *Spirechina loeseneriana* Arthur [como "(Henn.) Arthur"], J. Mycol. 13: 30. 1907. Tipo: sobre *Rubus bogotensis* Kunth, Yungus, **Bolivia**, 1890, *A. Miguel Bang 684*.

≡ *Uromyces loeseneriamus* (Arthur) P. Syd. & Syd. [como "(P. Henn.) Syd."], Mon. Ured. 2: 202. 1910. Tipo: o mesmo de *Spirechina loeseneriana* Arthur.

= *Uromyces arthuri* P. Syd. & Syd., Monogr. Ured. 2: 203. 1910. Tipo: sobre *Rubus schiedeanus* Steud., Coban, Dept. de Alta Verapaz, **Guatemala**, *H. von Tuerckeim s.n.*

≡ *Spirechina arthuri* (P. Syd. & Syd.) Arthur, N. Am. Fl. 7: 183. 1912. Tipo: o mesmo de *Uromyces arthuri* P. Syd. & Syd.

≡ *Kuehneola arthuri* (P. Syd. & Syd.) H. S. Jackson, Mycologia 23: 106. 1931. Tipo: o mesmo de *Uromyces arthuri* P. Sydow & H. Sydow.

= *Kuehneola uleana* Syd. & P. Syd., Ann. Mycol. 14: 258. 1916. Tipo: sobre *Rubus* sp., Serra Sincora, Bahia, **Brasil**, II.1906, *Ule 3318*.

Anamorfos

Uredo loeseneriana Henn., Hedwigia 37: 273. 1898. Tipo: sobre *Rubus* sp. Depto. Huehuetenago, Jalambohoch, **Guatemala**, 22.VIII.1896, *C. & E. Seler 2687*.

= *Uredo imperialis f. ramulicola* Speg., Anal. Soc. Ci. Argentina 47: 276. 1899. Tipo: sobre *Rubus imperialis* Cham. & Schltdl., Tucumán, **Argentina**, I.1899, *F. Sivori s.n.*

= *Uromyces usteri* Speg., Revista Mus. La Plata 15: 7. 1908. Tipo: sobre *Rubus urticifolius* Poir., Avenida Paulista, São Paulo, **Brasil**, s.d., *A. Usteri s.n.* Somente esporos anamórficos descritos.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, Rosaceae - *Rubus* sp.: 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-26* (IBI13028); 22.IX.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-122* (IBI13119, RB382964).

Kweilingia divina (Syd.) Buriticá, Rev. Acad. Colombia Cienc. 22: 330. 1998. **(0/Icv→IIse,III)**.

≡ *Angiopsora divina* Syd., Ann. Mycol. 34: 71. 1936. Tipo: sobre *Bambusa* sp. (= *Dendrocalamus* sp.), Majgawan, **India**, 05.I.1935, *Tandon 188*.

≡ *Dasturella divina* (Syd.) Mundk. & Khesw., Mycologia 35: 203. 1943.

= *Dasturella oxytenantherae* Sathe, Sydowia 19: 149. 1965. Tipo: sobre *Oxytenanthera* sp., Mahableshwar, **India**, 20.I.1965, *A.V. Sathe s.n.*

Sinanamorfos

Urediniais

Physopella inflexa (S. Ito) Buriticá & J.F. Hennen, Rev. Acad. Colombia Cienc. 19: 56. 1994.

≡ *Uredo inflexa* S. Ito, J. Agr. Coll. Tohoku Imp. Univ. 3: 247. 1909. Tipo: sobre *Sasa* sp., Daihoku, **Taiwan**, s.d., *H. R. Suzuki s.n.*

= *Uredo ignava* Arthur, Bull. Torrey Bot. Club 45: 121. 1919. Tipo: sobre "*Bambos vulgaris* Schrad.", Santiago de las Vegas, **Cuba**, 29.I.1916. *J. R. Johnston 424.*

≡ *Dicaeoma ignavum* (Arthur) Arthur & Fromme, N. Am. Fl. 7: 341. 1920.

≡ *Puccinia ignava* (Arthur) Arthur, Bot. Gaz. (Crawfordsville) 73: 65. 1922.

≡ *Physopella ignava* (Arthur) Buriticá, Rev. Acad. Colombiana Cienc. 20: 204. 1996.

Eciais

Aecidium thaungii A.A. Carvalho, J.F. Hennen, & Figueiredo, Summa Phythopatol. 27(2): 261. 2001. Tipo: o mesmo de *Aecidium randiicola* Thaung.

≡ *Aecidium randiicola* Thaung, Trans. British mycol. Soc. 66: 107. 1976. Tipo: sobre *Randia* aff. *dumetorum* Lam., Rubiaceae, Leste de Mandalay, Kyaukchaw, **Burma**, 7.IX.1974, *M. M. Thaung s.n.* (não *Aecidium randiicola* Spegazzini).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Bambusa vulgaris* Schrad. *ex* J.C. Wendl., 2.VI.1982, II, *J. F.Hennen & M. B.Figueiredo 82-99* (IBI14086-93); 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-294* (IBI14445); 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-410* (IBI14561); 12.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-591* (IBI14740); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-615* (IBI14764); 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-900* (IBI15047); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-19* (IBI15086); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-143* (IBI15213); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-11* (IBI15754) - *Bambusa* sp.: Moji-Mirim, 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-301* (IBI15372); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-48* (IBI16156).

Leptinia paliformis J.F. Hennen & Figueiredo, Mycologia 71: 836. 1979. Tipo: sobre *Couepia grandiflora* Benth., Horto Florestal, Moji-Mirim, São Paulo, **Brasil**, *J. Hennen & M. Hennen 76-385.* **(?/?,II/III).**

Anamorfo

Intrapes paliformis J.F. Hennen & Figueiredo, Mycologia 71: 836. 1979. Tipo: o mesmo que para *Leptinia paliformis*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Chrysobalanaceae - *Couepia grandiflora* (Mart. & Zucc.) Benth. *ex* Hook. f. 16.IX.1976, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-385* (IBI12582); 19.X.1976, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 76-541* (IBI12714); 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 86-813* (IBI12987); 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-818* (IBI12992); 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-824* (IBI12998); 18.VII.1979, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 79-221* (IBI13695); 1.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo et al. 79-342* (IBI13813); 14.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-361* (IBI13832); 20.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-379* (IBI13853); 12.III.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-39* (IBI13908); 8.V.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-87* (IBI13957); 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-83* (IBI14236); 15.III.1983, II, *J. F Hennen & M. M. Hennen 83-281* (IBI14433); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-358* (IBI14509); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-478* (IBI14627); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-489* (IBI14638); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-612* (IBI14761); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-632* (IBI14781); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-640* (IBI14789); 8.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-846* (IBI14993); 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-894* (IBI15041); 17.II.1984, II, *J.F. Hennen & M. M. Hennen 84-120* (IBI15190); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-149* (IBI15219); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-320* (IBI15391); Moji-Guaçu, 01.X.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-416* (IBI12614); 11.XII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-399* (IBI13391); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-332* (IBI15403, RB383017); Luis Antonio, 31I.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-686* (IBI14835) - *Couepia* sp.: Moji-Mirim, 16.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-395* (IBI12593); 9.VI.1982, II, *J. F.Hennen & M. B.Figueiredo 82-128* (IBI14086-122); 9.VI.1982, II, *J. F.Hennen & M. B.Figueiredo 82-130* (IBI14086-124); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M.*

M. Hennen 83-818 (IBI14965); Luis Antonio, 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-199* (IBI15269); Moji-Guaçu, 12.VI.1999, II, *J.F. Hennen et al. 99-209* (IBI18903).

Malupa condylocarpi (H. S. Jacks. & Holw.) Buriticá & J.F. Hennen *in* Buriticá, Rev. Acad. Colomb. Cienc. 23: 410. 1999. **(?/?,II/?).**

≡ *Uredo condylocarpi* H. S. Jacks. & Holw., Mycologia 23: 493. 1931. Tipo: sobre *Condylocarpon rauwolfiae* (A. DC.) Müll. Arg., São João, São Paulo, **Brasil**, 2.VII.1922, *E.W.D. Holway & Mary M. Holway 1986.*
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Apocynaceae - *Condylocarpon rauwolfiae* (A. DC.) Müll. Arg., 5.VII.1988, II, *R. M Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-414* (IBI16524, RB383048).

Maravalia erythroxyli (Viégas) Y. Ono & J.F. Hennen, Trans . Mycol. Soc. Japan 24: 387. 1983. **(-/-,-/III).**

≡ *Puccinia erythroxyli* Viégas, Bragantia 3: 54. 1943. Tipo: sobre *Erythroxylum suberosum* A.St.-Hil., cerrado próximo de Moji-Mirim, São Paulo, **Brasil**, 12.X.1941, *A. P. Viégas & G. P. Viégas 4095.*

≡ *Chaconia erythroxyli* (Viégas) Viégas, Índice fung. Amer. do Sul: 405. 1961.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Erythroxylaceae - *Erythroxylon suberosum* A.St.-Hil., 16.IX.1976, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-402* (IBI12599, RB382955); 1.X.1976, II, *J. F. Hennen & M. B.Figueiredo 76-408* (IBI12605); 1.X.1976, II, *J. F. Hennen & M. B.Figueiredo 76-408a* (IBI12606); 1.X.1976, II, *J. F. Hennen & M. B.Figueiredo 76-414* (IBI12612, RB382957); 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-130* (IBI13127); 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-143* (IBI13142); Moji-Mirim, 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-815* (IBI12989); 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-819* (IBI12993).

***Maravalia* sp.**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Euphorbiaceae - *Pera glabrata* (Schott) Poepp. *ex* Baill., 11.XII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-394* (IBI13386); Moji-Mirim, 14.XI.1979, 0/I, III, *M. B. Figueiredo 79-355* (IBI13826, RB382971); 12.XI.1983, 0/I, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen, 83-721* (IBI14870); 23.XI.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-808* (IBI14955); 7.XII.1983, 0/I, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-827* (IBI14974, RB382995); 24.XII.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-899* (IBI15046); 14.I.1984, 0/I, *J. H. Hennen & M. M. Hennen 84-25* (IBI15092); 29.I.1984, II, *J. F. Hennen et al. 84-99* (IBI15166); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-303* (IBI15374) - *Pera* sp.: Moji-Mirim, 29.12.1976, 0/I, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-822* (IBI12996).

Melampsora epitea Thuem. Mitth. Forstl. Versuchw. Oesterr. 2: 38-40. 1879. Tipo: sobre *Salix alba* L., Bayreuth, Bavaria, **Alemanha**, s.d., s.col. **(0/Icv↔IIpe/III).**

= *Melampsora abietis-caprearum* Tubeuf, Centralblatt f. Bacteriol. II. Abt. 9: 241: 1902. Tipo: sobre *Salix caprea* L., Barnau próximo a Chiemsee, Bavaria, **Alemanha**, s.d., s.col.

= *Melampsora coleosporioides* Dietel, *in* Engler Bot. Jahrb. 32: 50. 1903. Tipo: sobre *Salix babylonica* L., Kawasaki, Toquio, **Japão**, 19.XI.1899, *S. Kusano 33.*

= *Melampsora humboldtiana* Speg., An. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires 23: 28. 1912. Tipo: sobre *Salix humboldtiana* Willd. Um lectotipo necessita ser indicado a partir das duas coleções listadas por Spegazzini, uma do Uruguai e outra da Argentina, "prope Montevido, XI.1909 e insulis Ibiany, Entre Rios, V.1911", respectivamente.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Salicaceae - *Salix babylonica* L. 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-32* (IBI15775); 27.V.1988, II, *J.F. Hennen & Y. Ono 88-77* (IBI16183).

Melampsora euphorbiae (C. Schub.) Castagne, Obs. Pl. Acotyl., 2: 18. 1843. **(0/Icv/IIpe/III).** Os sinônimos seguintes são os considerados por Joerstad (1958). Não foram realizadas tentativas para a determinação dos sinônimos dos tipos destes nomes coletados nas Américas.

= *Melampsora euphorbiae-dulcis* G.H. Otth, Mitth. Naturf. Ges. Bern, 1868 p. 70. 1868.

= *Melampsora helioscopiae* G. Winter *in* Rhabenhorst Krypt.-Fl., Ed. 2, 1, 1 p. 240. 1882.

= *Melampsora euphorbiae-gerardianae* W. Muell., Centralbl. Bakt., II Abt, 19: 548. 1907.

= *Melampsora cyparissae* W. Muell., Centralbl. Bakt., II Abt, 19: 553. 1907.

= *Melampsora gelmii* Bres., Bull. Soc. Bot. Ital.: 75. 1897.

= *Melampsora ricini* Pass. *ex* E.A. Noronha, Agron. Lusit. 14: 242. 1952.

Anamorfos

Uredo ricini Biv.-Bern *in* Stirp. Rar. Sicil., 3 p. 10. 1815.

= *Melampsora ricini* Pass., Erb. Critt. Ital., Ser. 2, Fasc. 14, no. 684. 1878.

= *Melampsorella? ricini* (Biv.-Bern.) De Toni *in* Sacc., Syll. Fung., 7: 596. 1888.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Euphorbiaceae - *Euphorbia heterophylla* L. 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-402* (IBI14553, RB382982); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-826* (IBI14973); 21.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-878* (IBI15025); 23.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-885* (IBI15032); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-12* (IBI15755); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-64* (IBI16171) - *Euphorbia* sp.: Moji-Mirim, 30.VII.1988, II, *J. F. Hennen & R. M. Lopez-Franco 88-686* (IBI16793).

Olivea capituliformis Arthur [como "(Henn.) comb. nov."], Mycologia 9: 61. 1917. Tipo: sobre *Alchornea latifolia* Sw., El Yunque, **Porto Rico**, 12.III.1916, *Whetzel & Olive 345*. **(0/Ice,IIpe/III)**.

Anamorfos

Uredo capituliformis Henn., Hedwigia 34: 97. 1895. Tipo: sobre *Alchornea* sp., Serra dos Pireneus, Goiás, **Brasil**, VIII.1892, *Ule 1908*.

≡ *Ravenelia capituliformis* (Henn.) Henn., Hedwigia 43: 160. 1904 (baseado nos uredínios).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Euphorbiaceae - *Alchornea iricurana* Casar.: 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-17* (IBI13020) - *Alchornea* sp.: Moji-Guaçu, 22.IX.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-118* (IBI13115); 6.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-426* (IBI16536, RB383051); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-464* (IBI16574); 12.VI.1999, II, *J. F. Hennen et al. 99-213* (IBI18907); Moji-Mirim, 19.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-357* (IBI14508); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-628* (IBI14777); 24.XII.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-898* (IBI15045); 29.I.1984, II, *J. F. Hennen et al. 84-101* (IBI15168); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-317* (IBI15388).

***Olivea* sp.**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Verbenaceae - *Vitex montevidensis* Cham. 18.VII.1979, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 79-219* (IBI13694); 1.XI.1979, 0/I, II, *M. B. Figueiredo et al. 79-349* (IBI13820); 14.XI.1979, 0/I, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-359* (IBI13830); 12.III.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-21* (IBI13890); 7.IV.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-65* (IBI13935); 8.V.1980, 0/I, *M. B. Figueiredo 80-86* (IBI13956); 9.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-131* (IBI14086-126); 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-284* (IBI14436); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-376* (IBI14527); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-386* (IBI14537); 24.VI.1983, III, *J. F. Hennen 83-466* (IBI14615); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-655* (IBI14804); 23.XI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-810* (IBI14957); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-843* (IBI14990); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-26* (IBI15093); 16.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-55* (IBI15122); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-151* (IBI15221); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-319* (IBI15390); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-52* (IBI16160).

Phakopsora cheoana Cummins, Mycologia 42: 748. 1950. **Tipo**: sobre *Cedrela sinensis* Juss., Fan Ching Shan, Chiang Kóu Hsien, Kweichow, **China**, 27.X.1931, *S. Y. Cheo 789*. **(?/?,IIse/III)**.

Anamorfo

Malupa cheoana Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colombia Cienc. 23: 287. 1999. Tipo: o mesmo de *Phakopsora cheoana*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Meliaceae - *Cedrela* sp.: 8.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-120* (IBI14272, RB382978); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-370* (IBI14521) - indet.: Moji-Mirim, 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-92* (IBI14245); Moji-Guaçu, 12.VI.1999, II, *J. F. Hennen et al. 99-218* (IBI18912/II).

Phakopsora coca Buriticá & J.F. Hennen *in* Buriticá, Rev. I.C.N.E. (Medellín) 5(2): 177. 1994. **Tipo**: sobre *Erythroxylum engleri* O.E. Schulz, 196 km de Goiania, perto de Itumbiara, **Brasil**, 16.VII.1979, *J. F. & M. M. Hennen 79-186*. **(?/?,II(p)e/III)**.

Anamorfos

Milesia erythroxyli (Graziani) Buriticá & J.F. Hennen *in* Buriticá, Rev. I.C.N.E. (Medellín) 5(2): 177: 1994.

≡ *Uredo erythroxyli* Graziani, Bull. Soc. Mycol. France 7: 152. 1891. Tipo: não designado. Um Lectotipo necessita ser indicado a partir das coleções efetuadas na Bolívia e Peru registradas sobre *Erythroxylum coca* Lam.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Erythroxylaceae - *Erythroxylon pelleterianum* A.St.-Hil., 18.VII.1979, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 79-212* (IBI13687, RB382970) - *Erythroxylon* sp.: Moji-Guaçu, 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-158* (IBI15228); 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-173* (IBI15243); 27.VI.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-346* (IBI16457); 27.VII.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-349* (IBI16460); 4.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-382* (IBI16492); 4.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-384* (IBI16494); 4.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-395* (IBI16505); 5.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr.* 88-402 (IBI16512); 5.VI.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-417* (IBI16527); 6.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-432* (IBI16542); 7.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A.A. Carvalho Jr. 88-445* (IBI16555); 7.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-447* (IBI16557); 7.VII.1988, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-448* (IBI16558); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A.A. Carvalho Jr. 88-452* (IBI16562); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-453* (IBI16563); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-457* (IBI16567); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-458* (IBI16568); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-459* (IBI16569); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-469* (IBI16579); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-473* (IBI16583, RB383060); Luis Antonio, 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-184* (IBI15254); 30.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-94* (IBI16200); Moji-Mirim, 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-50* (IBI16158).

Phakopsora colubrinae Viégas, Bragantia 19:103. 1960. **Tipo**: sobre *Colubrina rufa* (Vell.) Reisseck, Estação experimental, Água Limpa, Minas Gerais, Brasil, 23.VI.1946, *E. P. Herringer 458.* **(?/?,IIse/III)**.

Anamorfos

Malupa colubrinae (Cummins) Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad Colombia Cienc. 23: 296. 1999.

≡ *Uredo colubrinae* Cummins. Bull. Torrey Bot. Club 70: 79. 1943. Tipo: sobre *Colubrina ferruginosa* Brongn., Quetzaltenango, **Guatemala**, 20.II.1921, *Standley 87894.*

= *Uredo hoveniae* J.C. Lindq. & Costa Neto. Rev. Fac. Agronomia, La Plata 43: 61. 1967. Tipo: sobre *Hovenia dulcis* Thunb., Taquari, Rio Grande do Sul, **Brasil**, 9.VII.1948, *Costa Neto s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Rhamnaceae - *Colubrina rufa* (Vell.) Reisseck, 2.IX.1976, III, *J. F. Hennen 76-348* (IBI12546, RB382953); 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-88* (IBI14241); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-374* (IBI14525); 26.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-493* (IBI14642); 12.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-587* (IBI14736); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-621* (IBI14770); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-644* (IBI14793); 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-176* (IBI15246, RB383008); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-67* (IBI16174); 30.XII.1988, *J. F. Hennen & R. M. López-Franco 88-690* (IBI16797) - *Hovenia dulcis* Thunb.: Moji-Mirim, 2.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-104* (IBI14086-98); 8.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-125* (IBI4277); 8.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-127* (IBI14279); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-840* (IBI14987); 29.I.1984, II, *J. F. Hennen et al. 84-96*, (IBI15163); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-125* (IBI15195).

Phakopsora compressa (Arthur & Holw.) Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. I. C. N. E. (Medellín) 5(2): 179. 1994. **(?/?↔IIse/III)**.

≡ *Puccinia compressa* Arthur & Holw. *in* Arthur, Proc. American Phil. Soc. 64: 257. 1925. Tipo: sobre *Paspalum elongatum* Griseb., Cochabamba, **Bolivia**, 26.II.1920, *Holway-331½*. Não o de *Puccinia compressa* Dietel.

≡ *Angiopsora compressa* (Arthur & Holw.) Mains, Mycologia 26: 29. 1934.

Anamorfos

Physopella paspalicola (Henn.) Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá Rev. I. C. N. E. (Medellín) 5(2): 179: 1994.

≡ *Uredo paspalicola* Henn., Hedwigia 44: 57. 1905. Tipo: sobre *Paspalum conjugatum* O. Berg, Rio Huallaga, Yurimaguas, **Peru**, VIII.1902, *Ule 3175*.

≡ *Puccinia paspalicola* (Henn.) Arthur, Manual Rusts U.S. & Canada: 127. 1934. Télios não descritos. Ramachar & Cummins (1965) atribuem o nome apenas a Arthur como "*Puccinia paspalicola* Arthur". Entretanto, nem estes autores e nem Arthur fizeram qualquer referência à presença de télios no material tipo. O tipo desta combinação é aquele de *Uredo paspalicola* Henn., assim deve ser considerado como um epíteto colocado inadequadamente em um gênero teleomórfico.

= *Uredo stevensiana* Arthur, Mycologia 7: 360. 1915. Tipo: sobre *Paspalum humboldtianum* Fluegge, Cuernavaca, Morelos, **Mexico**, 28.IX.1899, *Holway 3510*.

= *Physopella compressa* (Arthur & Holw.) Cummins & Ramachar, Mycologia 50: 742. 1958. O tipo desta combinação é o mesmo de *Puccinia compressa* Arthur & Holw., um gênero teleomorfico. *Physopella* é um gênero anamorfico, consequentemente este é um caso de um epiteto teleomórfo que foi colocado em um gênero anamórfico, o que não é permitido pelo Código.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, Poaceae - *Paspalum* sp. - 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-28* (IB113030); 21.VIII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-83* (IB113081); 29.IX.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-120* (IB113117); Moji-Mirim, 26.III.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-75a* (IB114228); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-393* (IB114544); 22.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-31* (IB115774, RB383025); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-541* (IB114690, RB382986).

Phakopsora meibomiae (Arthur) Arthur, Bull. Torrey Bot. Club 44: 509. 1917. **(?/?,IIse/III)**.

≡ *Physopella meibomiae* Arthur, Mycologia 9: 59. 1917. Tipo: sobre *Desmodium incanum* DC., Anasco, **Puerto Rico**, 28.III.1916, *H. H. Whetzil & E. W. Olive 1219*.

= *Phakopsora meibomiae* (Arthur) Trotter, *in* Saccardo, Syll. Fung. 23: 843. 1925. Um homônimo posterior.

= *Phakopsora crotalariae* Arthur, Bull. Torrey Bot. Club 44: 509. 1917 [como "(Dietel) Arthur comb. nov."]. Tipo: sobre *Crotalaria* sp., Copacabana, Rio de Janeiro, **Brasil**, VII.1897, *Ule*-2328. O espécime de Ule (Ule 2328 tem duas espécies diferentes de ferrugens: Arthur descreveu telios de *Phakopsora crotalariae* e, Dietel descreveu *Uredo crotalariae* Dietel [≡ *Milesia crotalariae* (Dietel) Ono *et al*] a partir da mesma coleção, uma ferrugem que não é um anamórfo de *Phakopsora*.

Anamorfos

Malupa vignae (Bres.) Y. Ono, Buriticá & J.F. Hennen, Mycol. Res. 96(10): 831. 1992.

≡ *Uredo vignae* Bres., Revue Mycol. (Toulouse) 18: 66. 1891. Tipo: sobre *Vigna marina* (Burm.) Merr., **São Tome**, s.d., s.loc., *A. Moller s.n.*

≡ *Phakopsora vignae* (Bres.) Arthur, Bull. Torrey Bot. Club 44: 509. 1917. (Baseado somente nos uredínios).

= *Phakopsora vignae* (Arthur) Cummins, Bull. Torrey But. Club 70: 73. 1943. Homônimo posterior.

= *Uredo teramni* Mayor, Mem. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 5: 587. 1913. Tipo: sobre *Teramnus uncinatus* (L.) Sw., Rio Porce, Medellín, Antioquia, **Colombia**, 6.VIII.1910, *E. Mayor 274*.

= *Uredo concors* Arthur, Mycologia 7: 330. 1915. Tipo: sobre *Lablab purpureus* Sweet, Jayuya, **Porto Rico**, 17.XII.1913, *F. L. Stevens 6042*.

≡ *Physopella concors* (Arthur) Arthur, Mycologia 9: 60. 1917.

= *Uredo aeschynomenis* Arthur, Bot. Gaz (Crawfordsville) 39: 392. 1905. Tipo: sobre *Aeschynomene americana* L., Cuautla, Morelos, **México**, 22.X.1903, *Holway 5220*.

≡ *Physopella aeschynomenis* (Arthur) Arthur, N. Am. Fl. 7:104. 1907.

≡ *Phakopsora aeschynomenis* (Arthur) Arthur., Bull. Torrey bot. Club 44: 509. 1917.

= *Aecidium crotalariicola* Henn., Hedwigia Beiblatt 38: 70. 1899. Tipo: sobre *Crotalaria* sp., Blumenau, Santa Catarina, **Brasil**, I/1888, *Ule 947*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Neonotonia wightii* (Arnott) J.A. Lackey, 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-397* (IB114548, RB382981); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-490* (IB114639); 12.XI.1983, II, *J. F.*

Hennen et al. 83-727 (IBI14876); 21.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-881* (IBI15028); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-28* (IBI15095) - *Desmodium* sp.: Luis Antonio, 08.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-554* (IBI14703).

Phakopsora pavida Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Cienc. Colombia 23: 290. 1999. **Tipo**: sobre *Croton* sp., Tucupe, próximo a Caracas, **Venezuela**, 28.II.1939, *H. H. Whetzel & A. S. Muller 2848*. **(?/?,IIse/III)**.

Anamorfos

Milesia pavida (H.S. Jacks. & Holw.) Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Cienc. Colombia 23: 290. 1999.

≡ *Uredo pavida* H.S. Jacks. & Holw, *in* Jackson, Mycologia 23: 468. 1931. Lectotipo: sobre *Croton compressus* Lam., Rio de Janeiro, **Brasil**, 13.XI.1921, *Holway 1296*. Lectotipo aqui designado em concordância com Tipo designado por Buriticá (1999).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Euphobiaceae - *Croton* sp., 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-33* (IBI13035); 22.IX.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-117* (IBI13114, RB382963), 11.XII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-381* (IBI13374).

Phakopsora rossmaniae Dianese, Santos & Tessman, *in* J. Dianese, Medeiros, Santos, Furlaneto, Sanchez & A. Dianese, Fitopatol. bras. 18: 437. 1993. **Tipo**: sobre *Campomanesia adamantium* (Cambess.) O. Berg, Goiatuba, Goiás, **Brasil**, *J. Dianese-4050*. **(?/?,IIse/III)**.

Anamorfos

Physopella jueli (P. Syd. & Syd.) Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colombia Cienc. 23: 301. 1999.

≡ *Phakopsora juelii* P. Syd. & Syd., Monogr. Ured. 3: 416. 1915. Tipo: sobre *Campomanesia cyanea* O. Berg, Santa Maria de Boca de Monte, Rio Grande do Sul, **Brasil**, s.d., *Malme s.n.* Teleomorfo não descrito.

≡ *Uredo juelii* J. Walker, Aust. J. Bot. 10: 122. 1983. Publicação não válida.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Myrtaceae - *Campomanesia cambessedeana* O. Berg: 2.IX.1976, II, *J. F. Hennen 76-341* (IBI12539); 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-825* (IBI12999); 8.V.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-85* (IBI13955); 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-76* (IBI14229); 8.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-122a* (IBI14274); 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-139* (IBI14291); 14.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-270* (IBI14422); 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-289* (IBI14440); 10.VI.1983, *J. F. Hennen et al. 83-369* (IBI14520); 12.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-413* (IBI14564); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-467* (IBI14616); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-480* (IBI14629, RB382983); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-324* (IBI15395, RB383015); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-562* (IBI14711); 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-195* (IBI15265); Moji-Guaçu, 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-342* (IBI15413) - *Campomanesia* sp.: Moji-Mirim, 7.IV.1980, II, *M.B. Figueiredo 80-70* (IBI13940); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-43* (IBI16152); Luis Antonio, 30.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-105* (IBI16211); Moji-Guaçu, 4.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-390* (IBI16500); 4.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-393* (IBI16503); 4.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-396* (IBI16506); 5.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-407* (IBI16517); 5.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-411* (IBI16521).

Phakopsora tocoyenae Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colomb. 23: 304. 1999. **Tipo**: sobre *Tocoyena* sp., Parque Nacional da Águas Emendadas, Brasília, Distrito Federal, **Brasil**, 5.XI.1977, *J. F. Hennen & M. M. Hennen-77-217*. **(?/?,II/III)**.

Anamorfos

Physopella tocoyenae Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colomb. 23: 304. 1999. Tipo: o mesmo de *Phakopsora tocoyenae*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO; Luis Antonio, sobre Rubiaceae - *Tocoyena* sp., 30.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-102* (IBI16208, RB383037).

***Phakopsora* sp. 1**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Rubiaceae - *Alibertia* sp.: 9.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-133* (IBI14086-133); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-362* (IBI14513).

***Phakopsora* sp. 2**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Paspalum* sp.: 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-403* (IBI14554); Luis Antonio, 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-666* (IBI14815).

Phragmidiella paulista Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colomb. Cienc. 23: 425. 1999. **Tipo**: sobre *Arrabidaea chica* (Humb. & Bonpl.) Verl., Fazenda Sete Lagoas, Moji-Guaçu, São Paulo, **Brasil**, 29.IX.1977, *J. F. Hennen & M. M. Hennen-77-124*. **(?/?,IIse/III).**
Anamorfos
Macabuna adenocalymmatis (Henn.) Buriticá & J.F. Hennen, *in* Buriticá, Rev. Acad. Colomb. Cienc. 23: 425. 1999.
≡ *Uredo adenocalymmatis* Henn., Hedwigia 35: 249. 1896. Tipo: sobre *Adenocalymna paulistarum* Bureau & K. Schum., Blumenau, Santa Catarina, **Brasil**, IV.1888, *Ule-902*.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Bignoniaceae - *Arrabidaea chiea* (Humb. & Bonpl.) B. Verl., 22.IX.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-124* (IBI13121, RB382965); Moji-Mirim, 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-363* (IBI14514); 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-891* (IBI15038); 13.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-5* (IBI15072); 29.I.1984, II, *J. F. Hennen et al. 84-102* (IBI15169); Luis Antonio, 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-683* (IBI14832); - *Arrabidaea* sp.: Moji-Mirim, 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-314* (IBI15385); Moji-Guaçu, 18.VI.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-340* (IBI16449).

Porotenus concavus Viégas, Bragantia 19: 99. 1960. **Tipo**: sobre *Memora glaberrima* (Cham.) K. Schum., São João del Rey, Minas Gerais, **Brasil**, 27.IX.1948, *P. Heringer s.n.* **(?/?,II/III).**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, Bignoniaceae - *Memora* sp., 12.III.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-35* (IBI13904); 7.IV.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-60* (IBI13930); 8.V.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-80, 80-81* (IBI13950-13951); 20.XI.1980, II, *P. Sabino 80-134* (IBI14011); 29.IX.1981, II, *M. B. Figueiredo 81-53* (IBI14070); 26.I.1982, III, *E. Pimpinato 82-07* (IBI14086-02); 26.I.1982, II, *Edson Pimpinato 82-11* (IBI14086-06); 26.I.1982, II, *E. Pimpinato 82-13* (IBI14086-08); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-383* (IBI14534); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-476* (IBI14625); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-651* (IBI14800); 23.XI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-805* (IBI14952); 8.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-845* (IBI14992); 10.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-868* (IBI15015); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-118* (IBI15188); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-146* (IBI15216); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-322* (IBI15393); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-24, 86-25* (IBI15767, 15768), 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-47* (IBI15790); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-56* (IBI16164); 7.II.1990, II, *J. F. Hennen et al. 90-154* (IBI17195); 11.XII.1990, II/III, *Y. Hiratsuka et al. 90-295* (IBI17334); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-530, 83-530a* (IBI14679, 14679a); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-695* (IBI14844); 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-209* (IBI15279); 30.V.1988, II/III, *J.F. Hennen 88-109* (IBI16215); Moji-Guaçu, 15.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-38* (IBI15105).

Porotenus memorae F.C. Albuq., Pesq. Agrop. Bras. Ser. Agron. 6: 139. 1971. **Tipo**: sobre *Memora consanguinea* Bureau & K. Schum., Belém, Pará, **Brasil**, 12.VIII.1963, *F. Albuquerque s.n.* **(?/?,II/III).**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, Bignoniaceae - *Memora peregrina* (Miers) Sandwith, 2.IX.1976, II, *J. F. Hennen 76-330* (IBI12529); 29.XII.1976, *M. B. Figueiredo et al. 76-810* (IBI12984); 1.XI.1979, 0/I, II, *J.F. Hennen et al 79-345* (IBI13816); 14.XI.1979, 0/I, II, (IBI13828); 7.IV.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-66* (IBI13936); 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-84* (IBI14237); Moji-Guaçu 1.X.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-410* (IBI12608); 1.X.1976, 0/I, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-415* (IBI12613, RB382958); 6.X.1977, II/ III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-145* (IBI13144, RB382967); 11.XII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-391* (IBI13383) - *Memora* sp. - Moji-Mirim, 2.IX.1976, II, *J. F. Hennen 76-344* (IBI12542); 1.XI.1979, II, *J. F. Hennen et al. 79-344* (IBI13815); 2.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B.Figueiredo 82-112* (IBI14086-106).

Prospodium anomalum H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 24: 87. 1932. **Tipo**: sobre *Pleonotoma tetraquetra* (Cham.) Bur., registrado originalmente como Bignoniaceae não identificada e posteriormente como provavelmente *Memora* sp., Moji-das-Cruzes, São Paulo, **Brasil**, 4.VII.1922, *Holway-1997*. **(?/?,II/III).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, Bignoniaceae - *Pleonotoma tetraquetra* (Cham.) Bur. 14.VII.1977, II/III, *M. B. Figueiredo 77-19* (IBI13022, RB382962) - *Pleonotoma* sp.: Moji-Guaçu, 05.VII.1988, II/III, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-410* (IBI16520).

Prospodium appendiculatum var. ***appendiculatum*** (G. Winter) Arthur, Jour. Mycol. 13: 31. 1907. **(0/I,II/III).**

≡ *Puccinia appendiculata* G. Winter, Flora 67: 262. 1884. Tipo: sobre *Tecoma* sp., registrado originalmente como Bignoniaceae não identificada, México. *E. Kerber* "Ad folia viva Bignoniaceae (?) cujusdam" e "Plantis mexicanis."

≡ *Dicaeoma appendiculata* (G. Winter) Kuntze, Rev. Gen. 3: 467. 1898.

= *Puccinia ornata* Harkn., Proc. California Acad. II. 2: 231. 1889. Tipo: sobre *Tecoma stans* (L.) Juss. *ex* Kunth, Comondu, Baja California, **México**, 1889, *Brandegee s. n.*, não *Puccinia ornata* Arthur & Holway sobre *Rumex orbiculatus*.

≡ *Puccinia medusaeoides* Arthur, Bot. Gaz. (Crawfordsville) 16: 226. 1891. *Nom. nov.* para *Puccinia ornata* Harkness.

≡ *Puccinia tecomae* Sacc. & P. Syd. *in* Saccardo, Syll. Fung. 14: 358. 1899. *Nom. nov.* para *Puccinia ornata* Harkness.

Anamorfos

Uredo cuticulosa Ellis & Everh., Bull. Lab. Nat. Hist. Iowa 4: 67. 1896. Tipo: sobre *Tecoma* sp. (registrado originalmente como *Bignonia* sp.), Nicaragua, s.d., s.loc., s.col. Este anamórfo é utilizado tanto para écio como para o uredínio.

= *Uredo lilloi* Speg., An. Mus. Nac. Buenos Aires 6: 234. 1899. Lectotipo: sobre *Tecoma stans* (L.) H.B. & K., Tucumán, Argentina, I.1895, *Spegazzini-s.n.* (LPS). Lectotipo aqui designado.

≡ *Puccinia cuticulosa* (Ellis & Everh.) Arthur, Mycologia 9: 83. 1917. Telio não descrito.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, Bignoniaceae - *Tecoma stans* (L.) H.,B. & K. 2.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M.B. Figueiredo 82-98* (IBI14086-92); 26.VI.1983, II/III, *J. F. Hennen 83-497* (IBI14646, RB382984); 16.X.1983, I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-617* (IBI14766, RB382992); 30.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-703* (IBI14852); 12.XI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-715* (IBI14864); 23.XI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-801* (IBI14948); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-817* (IBI14964); 9.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-857* (IBI15004); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-15* (IBI15082); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-44* (IBI15787); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-73* (IBI16180); 30.VII.1988, II, *J. F. Hennen & R. M. Franco-López 88-691* (IBI16798) - *Tecoma* sp.: Moji-Mirim, 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-177* (IBI15247).

Prospodium impolitum H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 24: 90. 1932. **Tipo:** sobre *Pyrostegia venusta* (Ker Gawl.) Miers, Juquery, São Paulo, **Brasil**, 12.VI.1922, *Holway-1958*. **(0/Ipe,IIpe/III).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, Bignoniaceae - *Pyrostegia venusta* (Ker Gawl.) Miers, 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-21* (IBI13024); 22.IX.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-112* (IBI13109); 22.IX.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-121* (IBI13118); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-329* (IBI15400); Moji-Mirim, 1.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo et al. 79-346* (IBI13817); 7.IV.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-68* (IBI13938); 2.VI.1982, II/III, *J. F.Hennen & M. B.Figueiredo 82-108* (IBI14086-102, RB382976); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-366* (IBI14517); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-461* (IBI14610); 12.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-593* (IBI14742); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-620* (IBI14769); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-653* (IBI14802); 12.XI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-716* (IBI14865); 9.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M.M. Hennen 83-856* (IBI15003); 10.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-869* (IBI15016); 21.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-873* (IBI15020); 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-893* (IBI15040); 13.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-3* (IBI15070); 16.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-47* (IBI15114); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-117* (IBI15187); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-531* (IBI14680); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-687* (IBI14836); 29.V.1988, II/III, *J. F. Hennen 88-88* (IBI16194, RB383811); – *Pyrostegia ignea* (Vell.) Presl.: Moji-Mirim, 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-20* (IBI15763); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-50* (IBI15793) - *Pyrostegia* sp.: Moji-Mirim, 27.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-71* (IBI16178); 30.VII.1988, II,

J.F.Hennen & R. M. Franco-López 88-685 (IBI16792); 26.V.1988, II/III, *J. F. Hennen et al. 88-35* (IBI16145, RB383026); Moji-Guaçu, 7.VII.1988, II/III, *R. M. Lopez-Franco 88-454* (IBI16564).

Prospodium paraguayense (Speg.) Speg., Revista Argentina Bot. 1: 104. 1925. **(?/?,II/III)**.

≡ *Puccinia paraguayensis* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 26: 11. 1888. Tipo: sobre *Lippia urticoides* (Cham.) Steud., Paraguari, **Paraguai**, VIII.1883, *Balansa 3930*.

= *Prospodium wulffiae* Thurst., Mycologia 32: 295. 1940. Tipo: sobre *Lippia* sp., (identificada originalmente como *Wulffia maculata* (Ker Gawl.) DC.), Asteraceae, Viçosa, Minas Gerais, Brasil, 12.IV.1933, *Mueller 456*.

Anamorfo

Uredo paraguayensis Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 26: 14. 1888. Tipo: sobre *Lippia* sp., Paraguari, **Paraguai**, X.1883, *Balansa 3930*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Verbenaceae - *Lippia urticoides* (Cham.) Steud., 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-571* (IBI14720, RB382927).

Prospodium stizophylli H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 24: 93. 1932. **Tipo**: sobre *Stizophyllum perforatum* (Cham.) Miers, Avenida Paulista, São Paulo, São Paulo, **Brasil**, 05.III.1922, *Holway 1613*. **(-/-,-/III)**.

= *Prospodium piracicabanum* Viégas, Bragantia 5: 12. 1945. Tipo: sobre *Stizophyllum perforatum* (Cham.) Miers, registrado originalmente como Bignoniaceae indet., Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, São Paulo, **Brasil**, XII.1933, *A. S. Costa 960*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, Bignoniaceae - *Stizophyllum* sp., 21.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-198* (IBI15268, RB382951); 29.V.1988, III, *J.F. Hennen 88-79* (IBI16185, RB383029); Moji-Guaçu, 18.III.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-328* (IBI15399).

Prospodium tecomicola (Speg.) H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 24: 94. 1932. **(0/Ipe,IIpe/III)**.

≡ *Puccinia tecomicola* Speg., Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires 31: 387. 1922. Tipo: sobre *Tabebuia araliacea* (Cham.) Morong & Britton (registrado como *Tecoma araliace* DC.), Assunção, **Paraguai**, VII.1919, *Spegazzini s.n.*

= *Prospodium concinnum* Syd., Ann. Mycol. 28: 45. 1930. Tipo: sobre *Tabebuia ochracea* (Cham.) Standl. [registrado como *Tecoma chrysantha* (Jacq.) A. DC.], La Victoria, **Venezuela**, s.d., *H. Sydow 371*.

Anamorfo

Uredo longiaculeata Henn., Hedwigia Beiblatt 38: 68. 1899. Tipo: sobre *Tabebuia* sp. (registrado originalmente como *Tecoma* sp.), Campo d'Una-Laguna, Santa Catarina, **Brasil**, XII.1889, *Ule 1593*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, Bignoniaceae - *Tabebuia serratifolia* (Vahl) G. Nicholson, 2.IX.1976, II/III, *J. F. Hennen 76-329* (IBI12528, RB382891); 30.VII.1988, II, *J. F. Hennen & R. M. López-Franco 88-684* (IBI16791) - *T. ochracea* (Cham.) Standl.: Moji-Mirim, 2.IX.1976, II/III, *J. F. Hennen 76-346* (IBI12544, RB382894); 1.X.1976, II/III, *J. F.Hennen & M. B. Figueiredo 76-412* (IBI12610); 12.III.1980, II/III, *M. B. Figueiredo 80-24* (IBI13893); 12.III.1980, 0, *M. B. Figueiredo 80-37* (IBI13906); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-532* (IBI14681); Moji-Guaçu, 18.VI.1988, II/III, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-341* (IBI16450, RB383041).

Prospodium tuberculatum (Speg.) Arthur, N.Amer. Flora 7: 161. 1912. **(?/?,II/III)**.

≡ *Puccinia tuberculata* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 10: 6. 1880. Tipo: sobre *Lantana camara* L., próximo a Recoleta, **Argentina**, IV.1880, *Spegazzini s.n.*

Anamorfo

Uredo tuberculata Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 9: 172. 1880. Tipo: sobre *Lantana camara* L., próximo a Recoleta, **Argentina**, II.1880, *Spegazzini, s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Verbenaceae - *Lantana camara* L., 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-643* (IBI14792); 12.XI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-725* (IBI14874); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-116* (IBI15186); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-19* (IBI15762); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-45* (IBI15788) - *L. triplinervia* Turcz.: Moji-Mirim, 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-904* (IBI15051); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-8*

(IBI15075) - *Lantana* sp.: Moji-Mirim, 2.VI.1982, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-103* (IBI14086-97, RB382906); 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-89* (IBI14242); 8.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-133* (IBI14285); 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-133a* (IBI14285a); 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-293* (IBI14444); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-474* (IBI14623); 23.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-890* (IBI15037); 29.I.1984, II, *J. F. Hennen et al. 84-94* (IBI15161); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-193* (IBI15186); Moji-Guaçu, 27.VI.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-354* (IBI16465); 6.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-423* (IBI16533); 7.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-449* (IBI16559); Luís Antonio, 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-193* (IBI15263).

***Prospodium* sp.**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Bignoniaceae - *Tabebuia ochracea* (Cham.) Standl., 1.X.1976, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-412* (IBI12610).

Puccinia achyroclines H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, [como "(P. Henn.) Jackson & Holway, *comb. nov.*"] Mycologia 24: 156. 1932. **Tipo**: sobre *Achyrocline satureioides vargasiana* (DC.) Baker *in* Mart., Tremembé, São Paulo, **Brasil**, 6.III.1922, *Holway 1614*. **(0/Icv,IIpe/III)**.

Anamorfo

Uredo achyroclines Henn., Hedwigia Beiblatt 38: 70. 1899. Tipo: sobre *Achyrocline satureioides* (Lam.) DC., São Francisco, Santa Catarina, **Brasil**, *Ule 326*.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Achrocline* sp., 26.VI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-491* (IBI14640); 24.XII.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-896* (IBI15043); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-13* (IBI15080); Luís Antonio, 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-675* (IBI14824, RB382934); 29.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-80* (IBI16186, RB383030).

Puccinia arechavaletae Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 12: 67. 1881. **Tipo**: sobre *Cardiospermum velutinum* Hoock. & Arn., Quilmes, Montevideo, **Paraguai**, VII.1881, *J. Arechavaleta s. n.* **(-/-,-/III)**.

= *Uromyces pervius* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 17: 94. 1884. Tipo: sobre "*Cupani*" sp., Vila Rica, **Paraguai**, I.1882, *Balansa 3515*.

= *Uromyces aeruginosus* Speg., Rev. Argentina Hist. Nat. 1: 175. 1891. Tipo: sobre Sapindaceae indet., Posta-cuc, **Paraguai**, IV.1884, *Balansa 4267*.

= *Puccinia serjaniae* Ellis & Everh., Erythea 5: 6. 1897. Tipo: sobre *Serjania* sp., Pescadero, Baja California, **Mexico**, IX.1893, *A. W. Anthony s. n.*

= *Puccinia anguriae* Arthur & Cummins, Ann. Mycol. 31: 43. 1933. Tipo: sobre Sapindaceae indet. (registrada como *Anguria* sp., Cucurbitaceae), Cabo Frio, Rio de Janeiro, **Brasil**, 8.VIII.1915, *J. N. Rose & P. G. Russel 20704*.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, Sapindaceae - *Cardiospermum* sp., 12.III.1980, III, *M. B. Figueiredo 80-25* (IBI13894); 12.III.1980, III, *M. B. Figueiredo 80-34* (IBI13903); 18.III.1982, III, *P. Sabino 82-39* (IBI14086-33); 17.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-64* (IBI15131) - indet.: Moji-Mirim, 2.VII.1976, III, *J. F. Hennen 76-345a* (IBI12543); 18.VII.1979, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 79-211* (IBI13686); 1.XI.1979, III, *M. B. Figueiredo 79-343* (IBI13814); 8.IV.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-124* (IBI14276); 10.VI.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-361* (IBI14512); 10.VI.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-378* (IBI14529); 24.VI.1983, III, *J. F. Hennen 83-457* (IBI14606); 8.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-855* (IBI15002); 9.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-867* (IBI15014); 23.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-889* (IBI15036); 14.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-17* (IBI15084); 17.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-130* (IBI15200); 18.III.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-315* (IBI15386); 21.III.1986, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-9* (IBI15752); 26.V.1988, III, *J. F. Hennen et al. 88-51* (IBI16159); 26.V.1988, III, *J. F. Hennen et al. 88-55* (IBI16163); Moji-Guaçu, 6.X.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-136* (IBI13135); 30.X.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-661* (IBI14810); 15.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-29* (IBI15096); 15.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-41* (IBI15108); 5.VII.1988, III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-413* (IBI16523); 5.VII.1988, III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-418* (IBI16528); 7.VII.1988, III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-472* (IBI16582); 12.VI.1999, III, *J. F. Hennen et al. 99-210* (IBI18904); Luis Antonio, 8.VI.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-569*

(IB114718); 31.X.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-672* (IB114821); 31.X.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-684* (IB114833); 21.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-201* (IB115271); 29.V.1988, III, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-93* (IB116199).

Puccinia banisteriae Henn., Hedwigia 34: 94. 1895. **Tipo**: sobre *Banisteriopsis* sp. (registrado como *Banisteria* sp.), Formosa, Goiás, **Brasil**, IX.1892, *Ule 1926*. **(-/-,-/III)**.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Malpighiaceae - *Banisteria clausseniana* A. Juss.: 11.XII.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-380* (IB113373) - *Banisteriopsis nummifera* (A. Juss.) B. Gates: Luís Antonio, 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-202* (IB115272).

Puccinia barbatula Arthur & J. R. Johnst., Mem. Torrey Bot. Club 17: 144. 1918. **Tipo**: sobre *Heteropterys laurifolia* (L.) A. Juss. (registrado como *Banisteria laurifolia* L.), Paso Estancia, Oriente, **Cuba**, 03.V.1916, *Johnston 678*. **(0/Ipc,IIpc/III)**.

≡ *Bullaria barbatula* (Arthur & J. R. Johnst.) Arthur & Mains *in* Arthur, N. Amer. Flora 7: 485. 1922.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Malpighiaceae - *Heteropterys byrsonimifolia* A. Juss., 2.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-333a* (IB112532a); 2.IX.1976, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-337* (IB112534, RB382893); 2.IX.1976, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-338* (IB112535); 2.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-339* (IB112536); 2.IX.1976, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-339a* (IB112536a); 16.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-396* (IB112594); 1.XI.1979, 0/I, *J. F. Hennen et al. 79-350* (IB113821, RB382902); 9.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B.Figueiredo 82-132* (IB114086-127); 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-278* (IB114430); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 86-460* (IB114609); 16.X.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-633* (IB114782, RB382931); 10.XII.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-871* (IB115018, RB382940); 18.II.1984, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-148* (IB115218); Moji-Guaçu, 16.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-405* (IB112602); 11.XII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-389* (IB113382); 11.XII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-392* (IB113384).

Puccinia cnici-oleracei Pers. *ex* Desm., Catal. Pl. Omis.: 24. 1823. **Tipo**: sobre *Cnicus oleraceus* L. (*Cirsium oleraceae*), norte da **França**, s.d., s.col. **(-/-,-/III)**.

Somente sinônimos baseados nos tipos das Américas são considerados aqui.

= *Puccinia xanthii* Schwein., Schr. Nat. Ges. Leipzig 1: 73. 1822. Tipo: sobre *Xanthium* sp., Bethlehem, Salem and Pennsylvania, North Carolina, **Estados Unidos da América**, s.d., *Schweinitz s.n.*

= *Puccinia asteris* Duby, Bot. Gall.: 288. 1830. Tipo: informações não disponíveis.

= *Puccinia argentina* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 9: 169. 1880. Tipo: sobre *Picrosia longifolia* D. Don (ou ? *Hieracium* sp. segundo Farr, 1973), **Argentina**, s.d., s.loc., s.col.

= *Puccinia picrosiae* P. Syd. & Syd., Mon. Ured. 1:31. 1904. Tipo: sobre *Picrosia longifolia* D. Don, **Brasil**, s.d., s.loc., s.col.

= *Puccinia doloris* Speg., Annal. Soc. Cient. Argentina 12: 68. 1881. Tipo: sobre *Erigeron bonariensis* L., Doloris, **Argentina**, XII.1880, *Spegazzini s.n.*

= *Puccinia spilanthis* Henn. (publicado como *P. spilanthidis*), Bot. Jahrb. Syst. 15: 14. 1892. Tipo: sobre *Spilanthes salzmanni* DC., **Brasil**, s.d., s.loc., *Martius 438.*

= *Puccinia melampodii* Dietel & Holw. *in* Holway, Bot. Gaz. (Crawfordsville) 24: 32. 1897. Tipo: sobre *Melampodium divaricatum* (Rich.) DC., Cuernavaca, Morelos, **México**, 25.IX.1896, *Holway s.n.*

= *Puccinia synedrellae* Henn., Hedwigia 37: 277. 1898. Tipo: sobre *Synedrella nodiflora* (L.) Gaertn., Porto Antonio, **Jamaica**, 21.II.1893, *Humphry s.n.*

= *Puccinia emiliae* Henn., Hedwigia 37: 278. 1898. Tipo: sobre *Emilia sagittata* DC., Bog Walk, **Jamaica**, 3.IV.1893, *Humphrey s.n.*

= *Puccinia acanthospermi* Henn., Hedwigia 41: 296. 1902. Tipo: sobre *Acanthospermum xanthioides* (Kunth) DC., Horto Botânico, São Paulo, **Brasil**, s.d., *Puttemans 424.*

= *Puccinia zinniae* P. Syd. & Syd., Monogr. Ured. I: 188. 1903. Tipo: sobre *Zinnia tenuiflora* Jacq., Chapala, Jalisco, **Mexico**, s.d., *Holway s.n.*

= *Puccinia acanthospermi* Syd. & P. Syd., Ann. Mycol. 1: 17. 1903. Tipo: sobre *Acanthospermum xanthioides* (Kunth) DC., Caracas, Venezuela, **Venezuela**, s.d., *Moritz s.n.*

= *Puccinia diaziana* Arthur, Bot. Gaz. 40: 203. 1905. Tipo: sobre *Verbesina encelioides* (Cav.) Benth & Hook f. *ex* A. Gray (*Ximensia encelioides* Cav.), Porfírio Diaz, Coahuila, **México**, 10.X.1900.

= *Puccinia eleutheranthearae* Dietel, Ann. Mycol. 7: 354. 1909. Tipo: sobre *Eleutheranthera ruderalis* (Sw.) Sch. Bip., Museu Goeldi, Belém, Pará, **Brasil**, XII.1907, *C. F. Baker sn.*

= *Puccinia wedeliae* Mayor, Mem. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 5: 528. 1913. Tipo: sobre *Wedelia trichostephia* DC., Medelin, Antioquia, **Colombia**, 06.VIII.1910, *Mayor 237.*

= *Puccinia ordinata* H. S. Jacks. & Holw., *in* Arthur, Am. Jour. Bot. 5: 530. 1918. Tipo: sobre *Calea insignis* S.F. Blake, Quezaltenango, **Guatemala**, s.d., s.loc. s.col.

= *Puccinia semota* H. S. Jacks. & Holw., *in* Arthur, Am. Jour. Bot. 5: 531. 1918. Tipo: sobre *Hymenostephium cordatum* (Hook. & Arn.) S.F. Blake (registrado como *Gymnolomia subflexuosa* (Hook. & Arn.) Benth. & Hook.), Solola, **Guatemala**, 28.I.1915, *Holway 146.*

= *Puccinia tetranthi* Syd., Ann. Mycol. 17: 33. 1919. Tipo: sobre *Tetranthus litoralis* Sw., Tete de l'Acul du Sud, **Haiti**, 7.IX ("7.9"). 1908, *E. Christ 1987.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, Asteraceae - *Acanthospermum australe* (Loefl.) Kuntze, 19.X.1976, III, *J. F.Hennen & M. M.Hennen 76-543* (IBI12716); 10.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-870* (IBI15017); 16.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-53* (IBI15120); 17.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 84-63* (IBI15130); 18.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-142* (IBI15212) - *Emilia sonchifolia* (L.) DC.: Moji-Mirim, 8.IV.1983, III, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-130* (IBI14282); 14.V.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-269* (IBI14421); 21.III.1986, III, *J. F. Hennen 86-5* (IBI15746); 11.XII.1990, III, *Y. Hiratsuka et al. 90-299a* (IBI17338); 30.VII.1988, III, *J. F. Hennen & R. M. Lopez-Franco 88-687* (IBI16794).

Puccinia cordiae Arhur, Mycologia 8: 17. 1916. **Tipo**: sobre *Cordia alliodora* (Ruiz & Pav.) Oken, Boraginaceae, Ponce, **Porto Rico**, I.1911, *Holway s.n.* **(O/Icv,IIcv/III)**.

≡ *Bullaria cordiae* (Arthur) Arthur & Mains, North American Flora 7: 492. 1922.

Anamorfo

Caeoma cordiae (Henn.) Hernández & J.F. Hennen, *in* Hernández, J.R. Tesis Doctorado Ciencia Biológicas. Fac. de Agronomía y Zootecnia. Un. Nac. de Tucumán.: 139. 2001.

≡ *Uredo cordiae* P. Hennings, Hedwigia 43: 163. 1904. Tipo: sobre *Cordia* sp., Tarapoto, **Peru**, X.1902, *Ule-3241.*

Uredo cordiae Henn. foi transferido para a espécie anamórfica *Caeoma cordia* (Henn.) Hernández & J.F. Hennen porque seus esporos são catenulados e os soros não possuem perídios. O nome anamórfico *Caeoma cordiae* é aplicado tanto para o écio como para o uredínio. O soro que está intimamcmnte associado com o espermogônio é provavelmente funcionalmente ecial e é localmente sistêmico induzindo à produção de sintomas de vassoura de bruxa.

Material analisado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Boraginaceae - *Cordia* sp., 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-680* (IBI14829); Moji-Mirim, 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-16* (IBI15761).

Puccinia crassipes Berk. & Curtis, Grevillea 3: 54. 1874. **Tipo**: sobre *Ipomoea trichocarpa* Ell., Santee Canal, South Carolina, **Estados Unidos das Américas**, *Ravenel 1656.* **(?/?,IIcv/III)**.

= *Puccinia opulenta* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 9: 170. 1880. Tipo: sobre *Ipomoea acuminata* (Vahl) Roem. & Schult., La Boca Del Riachuelo, Buenos Aires, **Argentina**, 1880, *?Spegazzini s.n.*

= *Puccinia macrocephala* Speg., Revista Argentina Hist. Nat. 1: 173. 1891. Tipo: sobre *Ipomoea* sp. (registrado Convolvulaceae indet.), Caaguazu, **Paraguai**, I.1882, *Balansa 3564.*

= *Puccinia ipomoeae* Cooke *in* Lagerheim, Tromso Mus. Aarsch. 17: 61. 1895. Tipo: sobre *Ipomoea* sp., South Carolina, **Estados Unidos das Américas**, s.loc., *Ravanel s.n.*

≡ *Allodus crassipes* (Berk. & Curtis) Arthur, Result. Sci. Congr. Bot. Vienne p.345. 1906.

Anamorfo

Uredinial

Aecidium ipomoeae Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 9: 173. 1880. Tipo: sobre *Ipomoea acuminata* (Vahl) Roem. & Schult., Boca del Riachuelo, Buenos Aires, **Argentina**, IV.1880, *Spegazzini s.n.*

= *Aecidium convolvulinum* Speg., Revista Argentina Hist. Nat. 1: 398. 1891. Tipo: sobre *Ipomoea* sp., Posta-cue, Paraguai, Posta-cue, s.d., *Balansa-4316.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Convolvulaceae - *Ipomoea* sp. 2.VI.1982, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-105* (IB114086-99); 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-129* (IB114281); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-623* (IB114772); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-824* (IB114971); 17.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-65* (IB115132); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-8* (IB115751); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-74* (IB116181).

Puccinia cyperi Arthur, Bot. Gaz. 16: 226. 1891. **Tipo**: sobre *Cyperus schweinitzii* Torr. (Cyperaceae), Dacorah, Iowa, **Estados Unidos das Américas**, 25.XI.1886, *Arthur & Holway s.n.* **(O/Icv⇌IIpe/III).**

Anamorfo

Ecial sobre Asteraceae

Aecidiolum erigerontis Speg., An. Mus. Nac. Buenos Aires, Argentina 19: (ser. 3, v. 12): 323. 1909. Tipo: sobre *Erigeron sordidus* Gill. *ex* Hook. & Arn., Jujuy, **Argentina**, I.1906, *Spegazzini s.n.*

= *Aecidium australe* Speg., An. Soc. Cient. Argentina 17: 125. 1884. (não o de Berkeley, 1843). Tipo: sobre *Erigeron bonariensis* L., Paraguari, **Paraguai**, 22.XI.1882, *Sub 3753.*

≡ *Aecidium spegazzinii* DeToni *in* Saccardo, Syll. Fung. 7: 802. 1888. *Nom. nov.* para *Aecidium australe* Speg.

= *Aecidium erigerontis* F. Kern & Whetzel, Jour. Dept. Agric. Puerto Rico 14: 342. 1930. Tipo: sobre *Erigeron bonariensis* L., nas proximidades de San Pedro e Buga, Ell Valle, **Colombia**, 4.VI.1929, *Chardon & Torro 424.*

= *Aecidium obsoletum* Speg., Rev. Argentina Bot. 1: 98. 1925. Tipo: sobre *Conyza serpentaria* Griseb., nas proximidades de Rio de Las Piedras, **Argentina**, I.1905, *Spegazzini s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Conyza* sp. 2.IX.1976, 0, *J. F. Hennen 76-327* (IB112526); 11.VI.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-405* (IB114556); 26.VI.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-500* (IB114649); 16.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen 83-616* (IB114765); 12.XI.1983, 0/I, *J. F. Hennen et al. 83-717* (IB114866); Luís Antonio, 21.II.1984, 0, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-192* (IB115262) - sobre Cyperaceae - *Cyperus* sp.: Moji-Mirim, 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-396* (IB114547); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-625* (IB114774); 16.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-50* (IB115117); 21.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-67* (IB115134); 21.III.1986, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-13* (IB115756); Luís Antonio, 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-183* (IB115253).

Puccinia dioicae Magnus, Tageblatt d. Naturf. Vers. Zu Munchen: 200. 1877. Tipo: informações não disponíveis. **(0/Icv⇌IIpe/III).**

= *Puccinia extensicola* Plowr., British Uredinales and Ustilaginales, p. 181. 1889.

= *Puccinia fusiformis* Dietel, Hedwigia 36: 29. 1897. Tipo: sobre *Carex* sp., Santa Cararina, **Brasil**, I.1891, *Ule 1760.*

= *Puccinia caricis* Rebent. Prodr. fl. neomarch.: 356. 1804. Segundo Wilson & Henderson (1966) a *nomen ambiguum*. Não *Puccinia caricis* (Schum.) Schroet., um sinônimo de *Puccinia caricina* DC.

Anamorfo

Aecidium erigeronatum Schwein., Trans. Am. Phil. Soc. II. 4: 292. 1832. Literatura não disponível.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Cyperaceae - *Carex* sp. 9.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-863* (IB115010, RB382937).

Puccinia esclavensis var. ***panicophila*** (Speg.) Ramachar & Cummins, Mycopathol. Mycol. Appl. 25: 55. 1965. **(0/Icv⇌IIpv/III).**

= *Puccinia atra* Dietel & Holw. *in* Holway, Bot. Gaz. (Crawfordsville) 24: 29. 1897 (não o de Sprengel, 1827).

≡ *Puccinia panicophila* Speg., An. Mus. Nac. Buenos Aires 19: 300. 1909. Tipo: sobre *Digitaria insularis* (L.) Fedde (registrado como *Panicum insulare*), Cacheuta, Argentina, *Spegazzini s.n.*

Anamorfo

Uredo panicophila Speg., Bol. Acad. Nac. Cienc. Córdoba (Argentina) 29: 149. 1926. Tipo: sobre *Panicum penicilligerum* Hack. *ex* Kneuck., Sierra de Córdoba, **Argentina**, s.d., s. loc., *C. Bruch s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae indet., 16.X.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-636* (IBI14785).

Puccinia eupatorii Dietel, Hedwigia 36: 32. 1897. Lectotipo: sobre *Eupatorium ballotifolium* Kunth., Serra Geral, Santa Catarina, **Brasil**, III.1891, *Ule 1687* (lectotipo indicado por Cummins, 1978). **(0/Ipe,IIpe/III).**

= *Puccinia pachyspora* Dietel, Hedwigia 36: 32. 1897. Tipo: sobre *Eupatorium oblongifolium* (Spreng.) Baker, Serra Geral, Santa Catarina, **Brasil**, IV.1891, *Ule 1684*.

= *Puccinia uruguayensis* Speg., Revista Argentina de Botanica 1: 128. 1925. Tipo: Spegazzini (1925) listou duas coletas: sobre *Eupatorium macrocephalum* Less., Sierra Ventana, **Argentina**, XII.1896, *?Spegazzini s.n.* e e outra sobre o mesmo hospedeiro coletado nas proximidades de Arazati, **Uruguai**, III.1883, *?Spegazzini s.n.* Um lectotipo necessita ser designado.

= *Puccinia tinctoria* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 17: 93. 1884. Tipo: sobre *Eupatorium tinctorium* Pohl *ex* Baker, Cordilheira de Peribebuy, **Paraguai**, VII.1883, *s.col. 3892*. Lindquist (1982) colocou-a em uma espécie separada.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Eupatorium* sp. 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-820* (IBI12994); 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-826* (IBI13000); 18.VII.1979, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 79-214* (IBI13689); 1.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo et al. 79-348* (IBI13819); 14.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-364* (IBI13835); 12.III.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-38* (IBI13907); 7.IV.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-63* (IBI13933); 8.V.1976, II, *M.B. Figueiredo 80-76* (IBI13946); 8.V.1980, II/III, *M. B. Figueiredo 80-82* (IBI13952); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-477* (IBI14626); 26.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-496* (IBI14645); 12.XI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-718* (IBI14867); 12.XI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-719* (IBI14868); 23.XI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-806* (IBI14953); 9.XII.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-862* (IBI15009); 21.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-874* (IBI15021); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-18* (IBI15085); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-152* (IBI15222); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-154* (IBI15224); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-27* (IBI15770); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-47* (IBI16155); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-70* (IBI16177); Moji-Guaçu, 11.XII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-398* (IBI13390); 27.VI.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-350* (IBI16461); 4.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-391* (IBI16501); 7.VII.1988, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-467* (IBI16577); Luis Antonio, 29.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-86* (IBI16192).

Puccinia farameae Kern, Cif. & Thurst., Ann. Mycol. 31: 13. 1933. **Tipo**: sobre *Faramea occidentalis*, (L.) A. Rich., **República Dominicana**, 23.VIII.1929, *Cifferi 2623*. **(-/-,-/III).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Rubiaceae - *Alibertia edulis* A. Rich *ex* DC.: 11.XII.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-397* (IBI13389, RB382897); Moji-Mirim, 18.VII.1979, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 79-217* (IBI13692); 1.XI.1979, III, *J. F. Hennen et al. 79-340* (IBI13811); 26.III.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-86* (IBI14239); 25.VI.1983. III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-482* (IBI14631); 26.V.1988, III, *J. F. Hennen et al. 88-49* (IBI16157); 27.V.1988, III, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-66* (IBI16173); 11.XII.1990, III, *Y. Hiratsuka et al. 90-298* (IBI17337, RB383416) - *Alibertia* sp.: Moji-Guaçu, 4.VII.1988, III, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-387* (IBI16497).

Puccinia flavo-virens H.S. Jacks. & Holw., *in* H.S. Jackson, Mycologia 18: 142. 1926. Tipo: sobre *Cyperus ferax* Rich., Quito, **Equador**, 17.VIII.1920, *Holway 908*. **(?/?→IIpe/III).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Cyperaceae - *Cyperus* sp.: 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-132* (IBI14284, RB382910); 16.X.1983, *J.F. Hennen & M.B. Figueiredo 83-624* (IBI14773); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-825* (IBI14972); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-35* (IBI15778).

Puccinia gnaphaliicola Henn., Hedwigia Beiblatt 38: 68. 1899. **Tipo**: sobre *Gnaphalium* sp., Serra do Itatiaia, Rio de Janeiro, **Brasil**, publicado como "9.I.1896, *Ule 2162*" mas anotado no envelope do tipo como "9.1.1896, *Ule 2126*". **(?/?,IIpe/III)**.

= *Puccinia gnaphalii* Speg., Anal. Mus. Nac. Buenos Aires 19: 309. 1909. Tipo: sobre *Gnaphalium purpureum* L., Lago Branco, Patagonia, **Argentina**, III.1903, *Spegazzini s.n.*

Anamorfo

Uredo gnaphalii Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 12: 73. 1881. Tipo: sobre *Gnaphalium americanum* Mill., "Chacarita", "vere", ?LaPlata, **Argentina**, 1880, *Spegazzini s.n.*

≡ *Puccinia gnaphali* (Speg.) Henn., Hedwigia Beiblatt 41: 66. 1902.

= *Uredo facelidis* Speg., An. Soc. Cient. Argentina 12: 73. 1881. Tipo: sobre *Facelis apiculata* Cass., "Chacarita", "hieme", ?LaPlata, **Argentina**, 1880, *Spegazzini s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Gnaphalium* sp.: 9.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-859* (IBI15006); Moji-Guaçu, 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-170* (IBI15240).

Puccinia gouaniae Holw., Ann. Mycol. 3: 21. 1905. **Tipo**: sobre *Gouania polygama* (Jacq.) Urb. (registrado originalmente como *Gouania tomentosa* Jacq.), Gebara, **Cuba**, 15.III.1903, *Holway* (isotipos disbribuídos em exsicatas por Bartholomew-*N. Am. Ured. 544*). **(0/Ipe,IIpe/III)**.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Rhamnaceae - *Gouania* sp. 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-566* (IBI14715, RB382925); 30.III.1988, II, *J. F. Hennen 88-97* (IBI16203, RB383035).

Puccinia henningsii Dietel, Hedwigia 36: 31. 1897. **Tipo**: sobre *Baccharis dracunculifolia* DC., Blumenau, Santa Catarina, **Brasil**, VIII.1888, *Ule 910*. **(0/Icv,?/III)** ou **?(0/Icv,IIcv/III)**.

Anamorfo

Caeoma negerianum Dietel, *in* Dietel, P. & Neger, F., Engler Bot. Jahrb. 22: 357. 1896. Tipo: sobre *Baccharis elaeoides* Remy, nas proximidades de Valdivia (Corral), **Chile**, s.d., *Neger s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Asteraceae - *Baccharis dracunculifolia* DC. 4.VI.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-383* (IBI16493, RB383043).

Embora Arthur (in Jackson, 1932) inclua *Caeona negerianum* como anamorfo de *Puccinia evadens*, Jackson (1932) e Lindquist (1982) incluem *Caeoma negerianum* como anamorfo de *Puccinia henningsii*.

Puccinia heteropteridis Thüm., Mycotheca Univ. no. 839. 1877. **Tipo**: sobre *Heteropterys angustifolia* Griseb., Concepcion del Uruguay, **Argentina**, IV.1876, *Lorentz s.n.* **(0/Ipe, IIpe/III)**.

Anamorfo

Uredo uleana Dietel, Hedwigia 36: 36. 1897. Tipo: sobre *Heteropteris* sp. (registrado como Malpighiaceae indet.), Caraça, Minas Gerais, **Brasil**, III.1892, *Ule 1833*. Télios estão presentes no tipo, mas não foram descritos.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Malpighiaceae - *Heteropterys* sp. 7.II.1990, II, *J. F. Hennen et al. 90-157* (IBI17198).

Puccinia heterospora Berk. & M.A. Curtis, Jour. Linn. Soc. Bot. 10: 356. 1869. **Tipo**: sobre Malvaceae indet., **Cuba**, s.d., *C. Wright 283*. **(-/-,-/III)**.

= *Uromyces pulcherrimum* Berk. & M.A. Curtis, Grevillea 3: 56. 1874. Tipo: sobre *Abutilon texense* Torr. & Crey, Texas, **Estados Unidos da América**, s.d., s.loc., *C. Wright 3771*.

= *Uromyces malvacearum* Speg., Anal. Soc. Ci. Argentina 12: 72. 1881. Tipo: sobre *Abutilon mendoncae* Baker, Sierra Chica, **Argentina**, January 1877, *G. Hieronymous s.n.*

= *Uromyces malvicola* Speg., Anal. Soc. Ci. Argentina 17: 94. 1884. Tipo: sobre *Abutilon* sp., Guarapi, **Argentina**, VII.1883, *Spegazzini 3885*.

= *Uromyces pavoniae* Arthur, Bull. Torrey Bot. Club 31: 1. 1904. Tipo: sobre *Pavonia racemosa* Sw., entre Mayaguez e Joyua, **Porto Rico**, 1901, *L.M. Underwood 193*.

≡ *Micropuccinia heterospora* (Berk. & M.A. Curtis) Arthur & H. S. Jacks., Bull. Torrey Bot. Club 48: 41. 1921.

= *Puccinia mikaniae-micranthae* Viégas, Bragantia 5: 37: 1945. Tipo: sobre

Malvaceae indet. (originalmente identificado como *Mikania* sp., Compositae), Guarabira, Paraíba, **Brasil**, XII.1939, *J. Deslandes 586*.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Malvaceae - *Malvastrum coromandelianum* (L.) Garcke, 16.X.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-614* (IB114763, RB382928) - *Sida cordifolia* L.: Moji-Mirim, 2.IX.1976, III, *J. F. Hennen 76-325* (IB112524); 10.VI.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-399* (IB114550); 25.VI.1983, III, *J. F. Hennen 83-475* (IB114624); 21.III.1986, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-14* (IB115757); 17.III.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-309* (IB115380); Luis Antonio, 8.VII.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-560* (IB114709, RB382923); 21.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-196* (IB115266) - *Sida* sp., Moji-Guaçu, 11.XII.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-396* (IB113388); - Malvaceae indet.: Moji-Mirim, III, 12.XI.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-723* (IB114872); 8.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-852* (IB114999); Luis Antonio, 30.V.1988, III, *J. F. Hennen 88-106* (IB116212).

Puccinia holwayula H.S. Jacks., Mycologia 24: 163. 1932. Lectotipo: sobre *Oyedaea acuminata* (Benth.) Benth. & Hook. f., San José, **Costa Rica**, 03.1.1916, *Holway 356*. **(0/Icv,IIpe,III)**.

≡ *Dicaeoma oyedaeae* Arthur & H.S. Jacks., N. Am. Fl. 7: 431. 1921.

Mayor (1913) descreveu a espécie *Puccinia oyedaeae* a partir de material proveniente da Colômbia sobre a espécie botânica *Oyedaea* aff. *buhthalmoides* DC. Esse autor descreveu apenas teliósporos acreditando que se tratasse de uma leptoforma. Arthur (1918c), estudando espécies da Costa Rica coletadas por Holway identificou seu material como *P. oyedaeae* Mayor e complementou a descrição de Mayor acrescentando espermogônios, écios e uredinios. Arthur (1921) entendendo que o gênero *Puccinia* não se aplicava à espécies descrita por Mayor sugeriu uma *comb. nov.* de *P. oyedaeae* para *Dicaeoma oyedaeae* (Mayor) Arthur & Jackson e descreveu espermogônios, écios, uredínios e télios. Entretanto, Jackson (1932) examinando o material de Mayor encontrou urédinios e que os mesmos eram muito diferentes do material coletado por Holway na Costa Rica. O mesmo autor ainda comenta que os teliósporos de ambos os materiais são muito semelhantes, mas devido às diferenças dos urcdínios deveriam ser separados em espécies diferentes e sugeriu o *nom. nov. Puccinia holwayula* H.S. Jacks. para a espécies da Costa Rica. Jackson (1932) considerou ainda como sinônimo de *P. holwayula*, *P. oyedaea* e atribuiu este nome a Arthur. Entretanto, os autores acreditam que este nome deva ser atribuído a Mayor e que o nome novo *P. holwayula* H.S. Jacks. tem como basiônimo e único sinônimo *Dicaeoma oyedaeae* Arthur & H.S. Jackson, descrição efetuada a partir de material coletado na Costa Rica e onde constam todos os estádios esporiferos da espécie.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Asteraceae - indet.: 8.VI.1983, 0/I, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-534* (IB114683).

Puccinia hyptidis-mutabilis Mayor, Mem. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 5: 496. 1913. **Tipo:** sobre *Hyptis mutabilis* (Rich.) Briq., El Banco, Dept. Magdalena, **Colombia**, 27.VII.1910, *Mayor 121*. **(0/I,IIpe/X/III)**.

≡ *Dicaeoma hyptidis-mutabilis* (Mayor) Arthur, N. Am. Flora 7: 410. 1921.

≡ *Eriosporangium hyptidis-mutabilis* (Mayor) Syd., Ann. Mycol. 20: 121. 1922.

= *Puccinia amphiospora* Cummins, Bull. Torrey Bot. Club 67: 67. 1940. [como "(Jacks. *et* Holw.) *comb. nov.*"]. Tipo: sobre *Hyptis spicata* Benth., Cochabamba, **Bolívia**, 25.II.1920, *E. W. D. Holway* & Mary M. *Holway-324*. Cummins encontrou e descreveu telios a partir do tipo de Holway de *Uredo amphiospora*.

Anamorfo

Uromyces dubiosus Henn., Hedwigia 34: 91. 1895. Tipo: sobre *Hyptis* sp., (originalmente como *Lantana* sp.), Corumbá, Goiás, **Brasil**, VIII/1892, *Ule 1900*. O estágio descrito por Hennings é de um anamórfo. Este nome deve ser tranferido para um gênero anamórfo.

= *Uredo amphiospora* H. S. Jacks. & Holw. *in* Jackson, Mycologia 24: 72. 1932. Tipo: sobre *Hyptis spicata* Benth., Cochabamba, **Bolivia**, 25.II.1922, *E.W.D. Holway & Mary M. Holway 324*.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Labiatae - *Hyptis dubia* Pohl *ex* Benth., 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-542* (IB114691);

Moji-Guaçu, 18.III.1984, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-327* (IB115398, RB383016) - *Marsypianthes chamaedrys* (Vahl) Kuntze: Moji-Mirim, 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-407* (IB114558) - indet.: Moji-Guaçu, 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-22* (IB113025).

Puccinia inclita Arthur, Bull. Torrey Bot. Club 46: 115. 1919. **Tipo**: sobre *Ichnanthus pallens* (Sw.) Munro *ex* Benth., El Yunque, **Porto Rico**, 12.IV.1916, *Whetzel & Olive 397*. **(?/?,IIpe/III)**.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Poaceae - *Ichnanthus axillaris* (Nees) Hitchcock & Chase: 16.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-401* (IB112598) - *Ichnanthus* sp.: Moji-Mirim, 25.VII.1983, II, *J. F. Hennen 83-483* (IB114632); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen 83-627* (IB114776); 21.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-879* (IB115026); 16.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-51* (IB115118, RB382945); 21.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-70* (IB115137); Moji-Guaçu, 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-339* (IB115410, RB383019).

Puccinia inrecta H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 23: 361. 1931. **Tipo**: registrado como sobre *Banisteria campestris* A. Juss., mas o hospedeiro deve ser *Peixotoa* sp., Jardim da Aclimação, São Paulo, **Brasil**, 15.IV.1922, *Holway 1734*. **(?/?,II/III)**.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Malpighiaceae - *Peixotoa* sp., 2.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-110* (IB114086-104).

Puccinia insititia Arthur, Mycologia 7: 248. 1915. Tipo: sobre *Hyptis lantanifolia* Poit., Manaus, Amazonas, **Brasil**, 1901, *Ule 7*. **(?/?,IIpe/III)**.
≡ *Dicaeoma insititia* (Arthur) Arthur, N. Am. Flora 7: 409. 1921.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO. Moji-Mirim, sobre Labiatae - *Hyptis* sp.: 2.IX.1976, II/III, *J. F. Hennen 76-333* (IB112532).

Puccinia invaginata Arthur & J.R. Johnst., Mem. Torrey Bot.Club. 17: 146. 1918. **Tipo**: sobre *Gonania lupuloides* (L.) Urb., Rhamnaceae, Celeta Cocodrilos, Ilha dos Pinus, **Cuba**, 8.III.1916, *Wilson & Leon 15275*. **(0/Ipe, IIpe/III)**.

Anamorfo
Uredo gonaniae Ellis & Kelsey, Bull. Torrey Bot. Club 24: 209. 1897. Tipo: sobre *Gonania lupuloides* (L.) Urb., **Ilha Saint Croix**, 1896, *Ricksecker s.n.*
Material analisado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Rhamnaceae - *Gouania* sp.: 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-148* (IB113147); Luis Antonio, 8.VI.1983, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-565* (IB114714, RB382924); 8.VI.1983, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-567* (IB114716, RB382926).

Puccinia lantanae Farl., Proc. Amer. Acad. 18: 83. 1883. **Tipo**: sobre *Lantana odorata* L., **Bermudas**, s.d, s. col. **(-/-,-/III)**.
= *Uromyces lantanae* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 17: 93. 1884. Tipo: sobre *Lantana* sp., *Verbenaceae*, Paraguari, **Paraguai**, XII.1881, *Balansa s.n.*
= *Puccinia elytrariae* Henn., Hedwigia 34: 320. 1895. Tipo: sobre *Elytraria crenata* Vahl, Acanthaceae, **Brasil**, s.d., s.loc., *Glazion 14167*.
= *Puccinia accedens* P. Syd. & Syd., Mon. Ured. 1: 309. 1904. Tipo: sobre *Lippia aristata* Schauer, Verbenaceae, Mato Grosso, **Brasil**, s.d., s.col.
= *Uromyces privae* P. Syd. & Syd., Ann. Mycol. 5: 338. 1907. Tipo: sobre *Priva lappulacea* (L.) Pers., Verbenaceae, El Yunque, Baracoa, **Cuba**, 10.III.1903, *E.W.D. Holway s.n.*
= *Uromyces lippiae* Speg. , Anal. Mus. Nac. Buenos Aires 19: 313. 1909. Tipo: sobre *Lippia canescens* Kunth, Verbenaceae, Rio Sora, Salta, **Argentina**, IV.1905, *Spegazzini s.n.*
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, Verbenaceae - *Lantana* sp., 14.VII.1977, III, *M. B. Figueiredo 77-32* (IB113034); 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-38* (IB113040); 15.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 84-36* (IB115103); Moji-Mirim, 17.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-59* (IB115126); 29.I.1984, III, *J. F.Hennen, et al. 84-95* (IB115162); 20.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-178* (IB115248); 23.III.1986, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-42* (IB115785, RB383021).

Puccinia lateritia (Berk. & M.A. Curtis) Lagerh., Jour. Acad. Nat. Sci. Philadelphia II, 2: 281. 1853. **Tipo**: provavelmente sobre *Spermacoce laevis* Lam. (registrado originalmente como *Spermacoce* sp.), **Suriname**, s.d., s.loc., s.col. **(-/-,-/III)**.

= *Puccinia spermacoces* Berk. & M.A. Curtis, Grevillea 3: 53. 1874. Tipo: sobre *Spermacoce glabra* Michx., Alabama, Estados Unidos das Américas, s.d., *T.M. Peters 3786*.

= *Puccinia houstoniae* P. Syd. & Syd., Hedwigia Beiblatt 40: 126. 1901.Tipo: sobre *Houstonia angustifolia* Michx., Austin, Texas, Estado Unidos das Americas, s.d., s.col.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, Rubiaceae - *Diodia teres* Walter, 9.IV.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-137* (IBI14289); 8.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-854* (IBI15001, RB382936); 18.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-144* (IBI15214); 17.III.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-307* (IBI15378); 21.III.1986, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-17* (IBI15760); Moji-Guaçu, 19.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-163* (IBI15233) - *Diodia* sp.: Moji-Mirim, 20.XI.1979, III, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-382* (IBI13856); 12.III.1980, III, *M. B. Figueiredo 80-36* (IBI13905); 26.I.1982, III, *E. Pimpinato 82-8* (IBI14086-03); 14.I.1984, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-10* (IBI15077).

Puccinia leonotidicola Henn., *in* H. Baum, Bot. Ergebrisse der Kunene Sambesi Exped., 2: 157. 1903. **Tipo**: sobre *Leonotis nepetifolia* (L.) R.Br. Rio Longo, **Angola**, 18.IV.1800, *Baum 826*. **(?0/?I,IIpe/III)**.

≡ *Dicaeoma leonotidis* Arthur como "(Henn.) Arthur", N. Amer. Flora 7: 407. 1921.

Sinanamorfos

Anamórfo ecial

Aecidium leonotidis Henn., *in* Engler, Die Pflanzenwelt Ostafrikas 2: 52. 1895. Tipo: sobre *Leonotis velutina* Fenzl, Marangu, Kilimandjaro, **Tanzânia**, 10.VI.1894, *Volkens 2336a*.

Anamorfos urediniais

Uredo leonotidis Henn., *in* Engler, Die Pflanzenwelt Ostafrikas 2: 52. 1895. Tipo: sobre *Leonotis velutina* Fenzl, Marangu, Kilimandjaro, **Tanzânia**, 10.VI.1894, *Volkens 2336*.

= *Uredo cancerina* Henn., Hedwigia 38: 330. 1895. Tipo: sobre *Leonotis* sp., Mai-Matammet, Erythrea, **Etiópia**, 27.III.1894, *Schweinfurth s.n.*

= *Uredo leonoticola* Henn., Hedwigia Beiblatt 38: 69. 1899. Tipo: sobre *Leonotis* sp., São Francisco, Santa Catarina, **Brasil**, VI.1884, *Ule 57*.

= *Puccinia dominicana* Gonz. Frag. & Cif., Bol. R. Soc. Espan. Hist. Nat. 26: 248. 1926. Tipo: sobre *Leonotis* sp., Moca, **Republica Dominicana**, ? 23.I.1926, *J. Becam s.n.* (?*Beccan*).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Labiatae - *Leonotis nepetifolia* (L.) R. Br., 30.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-96* (IBI16202, RB383034).

Puccinia levis (Sacc. & Bizz.) Magnus var. ***tricholaenae*** (Syd. & P.Syd.) Ramachar & Cummins, Mycopath. Mycol. Appl. 25: 44. 1965. **(?/?→IIpc/III)**.

≡ *Diorchidium tricholaene* Syd. & P. Syd., Ann. Mycol. 10: 33. 1912. Tipo: sobre *Rhynchelytrum repens* (Willld.) C.E. Hubb. (registrado originalmente como *Tricholaena rosea* Nees), Barberton, Transvaal, **África do Sul**, 9.VI.1903 ("9. 6. 1903"), *J. B. Davy* (J. B. Pole Evans 286).

≡ *Puccinia tricholaenae* (Syd. & P. Syd.) T. S. Ramakr. & K. Ramakr., Proc. Indian Acad. Sci. 28: 63. 1948.

= *Uromyces tricholaenae* Gonz. Frag. & Cif., Bol. R. Soc. Espan. Hist. Nat. 25: 357. 1925. Tipo: sobre *Rhynchelytrum repens* (Willld.) C.E. Hubb. (registrado originalmente como *Tricholaena rosea* Nees), Haina, **República Dominicana**, s.d., *Ciferri 90*. Provavelmente a presença de teliósporos unicelulares (anfísporos) de *Puccinia* levou o autor a identificar o material como *Uromyces*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Rhynchelytrum repens* (Willd.) C.E. Hubb., 24.VI.1983, II/III, *J. F. Hennen 83-455* (IBI14604, RB382919); 21.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-69* (IBI15136) - *R. roseum* (Nees) Stapf & C.E. Hubb. *ex* Bews: Moji-Mirim, 12.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-589* (IBI14738); 8.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-848* (IBI14995); Moji-Guaçu, 30.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-662* (IBI14811, RB382933); 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-159* (IBI15229).

Puccinia lygodii Arthur, Bull. Torrey Bot. Club. 51: 55. 1924. [como "(Hariot) *comb. nov.*", mas adotamos a designação apenas de Arthur como o autor do nome uma vez que ele descreveu os télios do espécime listado aqui como o tipo]. **Tipo**: sobre *Lygodium polymorphum* (Cav.)

HBK., Schizaeaceae, Bahia, **Brasil**, 28.V.1915, *Rose & Russell 19664a.* **(?/?,IIpe/III)**.

Anamorfo

Uredo lygodii Har., J. Bot. 14: 117. 1900. Tipo: sobre *Lygodium* sp., Pernambuco, **Brasil**, s.d., *Gardner s.n.*

= *Milesina lygodii* Syd., Mycologia 17: 255. 1925. Tipo: sobre *Lygodium* sp., Tumatumari. **Suriname**, 11.VII.1922, *Stevens 54.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Schizaeaceae - *Lygodium* sp., 6.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-440* (IBI16550).

Puccinia mogiphanis Arthur, Bot. Gaz. (Crawfordsville) 65: 469. 1918. Lectotipo: sobre *Achyranthes* sp., Pasco, **Peru**, 6.VIII.1914, *Dr. & Mrs. J. N. Rose 18804* (PUR). Os autores consideram este espécime como lectotipo porque foi registrado como apresentando tanto uredínios como télios. Esta é uma de duas coleções com télios registrados por Arthur (1918b), a outra coletada em Oroya, Peru, 14.VII.1914, *Dr. & Mrs. Rose 19498*, foi registrada como possuindo apenas télios. **(0/Icv,IIpv/III)**.

Anamorfos

Uredo maculans Pat. & Gaillard, Bull. Soc. Mycol. France 4: 98. 1888. Tipo: sobre *Alternanthera* sp. (registrada originalmente como próxima de Amaranthaceae), Caracas, **Venezuela**, s.d., s.col. Este é o anamórfo uredinial. O anamórfo ecial pertence ao gênero *Aecidium* e não foi denominado.

= *Uredo mogiphanis* Juel, Bih. K. Svenska Vet.-Akad. Handl. 23: 24. 1897. Tipo: sobre *Mogiphanes* sp., Cuiaba, Mato Grosso, **Brasil**, 17.VI.1894, *Lindman s.n.*

= *Uredo telantherae* Viégas, Bragantia 5: 90. 1945. Tipo: sobre *Alternanthera* sp., Paraíba, **Brasil**, III.1940, *Deslandes 854.*

= *Uredo panamensis* Arthur, Bull. Torrey Bot. Club 45: 155. 1918. Tipo: sobre *Alternanthera* sp. (identificado originalmente como *Phytolacca* sp., Phytolaccaceae), Panamá, **Panamá**, 7.XII.1915, *Holway 234.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Amaranthaceae - *Alternanthera brasiliana* (L.) Kuntze, 2.IX.1976, II, *J. F. Hennen 76-326* (IBI12525); 14.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-363* (IBI13834); 2.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-101* (IBI14086-95); 8.IV.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-131* (IBI14283, RB382909); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-622* (IBI14771); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-634* (IBI14783); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-646* (IBI14795); 12.XI.1983, 0/I, II, *J. F. Hennen et al. 83-712* (IBI14861); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-814* (IBI14961); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-37* (IBI16147); Luís Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-522* (IBI14671); - *Alternanthera* sp.: Moji-Mirim, 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-472* (IBI14621); 12.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-592* (IBI14741); 8.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-844* (IBI14991); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-9* (IBI15076); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-145* (IBI15215); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-305* (IBI15376); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-38* (IBI15781); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-61* (IBI16168).

Puccinia neorotundata Cummins, Mycologia 48: 606. 1956. *Nom. nov.* para *P. rugosa* Spegazzini. **Tipo**: o mesmo de *P. rugosa* Speg. **(-/-,-/III)**.

≡ *Puccinia rugosa* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 17: 92. 1884. Tipo: sobre *Vernonia* sp., Paraguari, **Paraguai**, XII.1881, *Balansa 3433.* (não o de Billings, 1871).

= *Puccinia rotundata* Dietel, Hedwigia 36: 32. 1897. Tipo: sobre Compositae indet., (agora identificada como *Vernonia* sp.), Serra Geral, **Brasil**, II.1891, *Ule 1686.* (não *Puccinia rotundata* Bonorden, 1860).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Vernonia* sp., 21.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-876* (IBI15023); 17.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-113* (IBI15183); 23.III.1986, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-49* (IBI15792, RB383023); Moji-Guaçu, 15.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-42* (IBI15109); 19.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-164* (IBI15234).

Puccinia oahuensis Ellis & Everh., Bull. Torrey Bot. Club 22: 435. 1895. **Tipo**: sobre *Digitaria setigera* Roth como *Digitaria pruriens* (Fisch. *ex* Trin.) Büse, Ilha Oahu, **Hawai**, verão de 1895,

Heller 1976 [identidade do hospedeiro registrado por Ramachar & Cummins (1965); registrado originalmente como "sobre alguma grama desconhecida próxima de *Panicum* ou *Holcus*"]. **(?/?⇀IIpe/III).**

= *Puccinia digitariae* Pole-Evans, Ann. Bolus Herb. 2: 111. 1917. Tipo: sobre *Digitaria* sp., **África do Sul,** s.d., s.loc., s.col.

= *Puccinia digitariae-velutinae* Vienn.-Bourg., Bull. Trim. Soc. Mycol. France 65: 432. 1951. Tipo: sobre *Digitaria velutina* (Forssk.) P. Beauv., Estação de Pesquisas d'Adiopodoume, Abidjan, **Ivory Coast**, VIII.1951, *Viennot-Bourgin s.n.*

Anamorfos

Uredo digitariaecola Thüm., Mycoth. Univ. No. 2041. 1882. Tipo: sobre *Digitaria sanguinalis* (L.) Scop., Somerser-East, Cape of Good Hope, **África do Sul**, s.d., *McOwan s.n.*

= *Uredo digitariae-ciliaris* Mayor, Bull. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 41: 101. 1914. Tipo: sobre *Digitaria ciliaris* (Retz.) Koeler, **Filipinas**, s.d., s.loc, s.col.

= *Uredo duplicata* Rangel, Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 18: 160. 1916. Tipo: sobre *Digitaria sanguinalis* (L.) Scop., **Brasil**, s.d., s.loc., *Rangel 1200.*

= *Uredo syntherismae* Speg., Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires 31: 398. 1951. Tipo: sobre *Digitaria sanguinalis* (L.) Scop., **Paraguai**, s.d., s.loc., *Spegazzini 4750.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Digitaria* sp., 9.XII.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-864* (IBI15011, RB382938).

Puccinia obliquo-septata Vienn.-Bourg., Urediniana 5: 219. 1958. **Tipo**: sobre *Olyra* sp., provavelmente *O. micrantha* Kunth, Corcovado, Rio de Janeiro, **Brasil**, 27.VII.1913, *A Maublanc s.n.* **(?/?⇀IIpe/III).**

Anamorfos

Uredo bambusarum Henn., Hedwigia 35: 225. 1896. Tipo: sobre *Olyra* sp., (registrado como *Bambusa* sp.), Santa Catarina, **Brasil**, *Ule 866.*

= *Uredo dentata* Mains, Bull. Torrey Bot. Club. 66: 621. 1939. Tipo: sobre *Parodiolyra micrantha* (Kunth) Davidse & Zuloaga (=*Olyra micrantha* Kunt), Rio de Janeiro, **Brasil**, 2.XI.1929, *A. Chase 9981A.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Olyra* sp.: 12.III.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-29* (IBI13898); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-538* (IBI14687); Moji-Guaçu, 4.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A.A. Carvalho Jr. 88-400* (IBI16510); 6.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A.A. Carvalho Jr. 88-439* (IBI16549, RB383055).

Puccinia oxalidis Dietel & Ellis *in* Dietel, Hedwigia 34: 291. 1895. **Tipo**: sobre *Oxalis* sp., **Mexico**, s.loc, s.d., *E. Palmer s.n.* Um espécime registrado no banco de dados do BPI como coletados por *E. Palmer*, 5.I–06.II.1892, Tepic, Nayarit, **Mexico** seja talvez um Isotipo.? **(O/Icv⇀IIpe/III), ? (?/?⇀IIpe/III), ou ? (?/?,IIpe/III).**

Anamorfo

Uredo oxalidis Lév., Ann. Sci. Nat. II, 16: 240. 1841. Tipo: sobre *Oxalis* sp., **Venezuela**, s.loc., s.d., s.col.

= *Uredo oxalidearum* Cooke, Grevillea 10: 123. 1882. Tipo: sobre *Oxalis corniculata* L., Caracas, Venezuela, s.d., *Ernst s.n.*

≡ *Argomyces* (?) *oxalidis* (Lév.) Arthur, N. Am. Flora 7:217. 1912. Tipo: sobre *Oxalis* sp. (provavelmente *O. latifolia*), **México**, s.d., Ellis & Ev. N. Am. Fungi *2716* (basiônimo é um anamórfo).

≡ *Dicaeoma oxalidis* (Lév.) Kuntze, Rev. Ger. 3(3): 469. 1898. (basiônimo é um anamórfo).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Oxalidaceae – *Oxalis* sp., 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-400* (IBI14551); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-637* (IBI14786).

Puccinia palicoureae Mains, Carnegie Inst. Washington Publ. 461: 102. 1935. **Tipo**: sobre *Palicourea triphylla* DC., Belize, **Belize** (Honduras Britânica), 7.V.1931, *H. H. Bartlett 13091.* **(?/?,IIpe/III).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Rubiaceae - *Palicourea coriacea* (Cham.) K. Schum., 1.X.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-411* (IBI12609) - *P. rigida* H.B. & K.: Moji-Guaçu, 16.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B.*

Figueiredo 76-397 (IBI12595); 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-132* (IBI13131); 15.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-43* (IBI15110, RB382944); 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-162* (IBI15232, RB382948); 27.VI.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-352* (IBI16463, RB383042); Moji-Mirim, 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-142* (IBI14294); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-485* (IBI14634); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-630* (IBI14779); 12.XI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-724* (IBI14873); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-46* (IBI15789); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-568* (IBI14717) - *Palicourea* sp.: Moji-Mirim, 14.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-367* (IBI13838); 20.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-380* (IBI13854); 14.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-268* (IBI14420); 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-282* (IBI14434); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-372* (IBI14523); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-115* (IBI15185); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-34* (IBI16144); Luis Antonio, 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-185* (IBI15255) - *Psychotria* sp.: Moji-Guaçu, 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-42* (IBI13044); 5.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr., 88-408* (IBI16518); 6.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr., 88-420* (IBI16530).

Puccinia pampeana Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 10: 290. 1880. **Tipo**: sobre *Salpichroa origanifolia* (Lam.) Baill., Chacarita, Buenos Aires, **Argentina**, 2.V.1880, *Spegazzini s.n.* **(0/IIIendo/IIIpuccinia)**.

= *Puccinia araucana* Dietel & Neger, Bot. Jahrb. Syst. 24: 159. 1897. Tipo: sobre *Solanum cyrtopodium* Dunal, Cordillera de Villarica, **Chile**, VI.1897, *F. Neger* (Exsiccati, Vestergren, Micromycetes rariores selecti, century XII, no. *1160*).

= *Puccinia solanina* Speg., Anal. Mus. Nac. Hist. Nat. Buenos Aires 23: 26.1912. Tipo: sobre *Acnistus parviflorus* Griseb., Calilegua, Jujuy, **Argentina**, XI.1911, *? Spegazzini s.n.*

≡ *Dicaeoma pampeana* (Speg.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3: 467, 470. 1898.

= *Puccinia paulensis* Rangel, Arch. Jardin Bot. Rio de Janeiro 2: 70. 1918. Tipo: sobre *Capsicum annuum* L., São Paulo, Brasil, *Rangel 1530 & 1530a*.

= *Puccinia gonzalezii* Mayor (como "Gonzalezi") Mem. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 5: 502. 1913. Tipo: sobre *Capsicum* sp., El Buqueron de Guachuni, Andes Oriental, **Colombia**, 24.X.1910, *Mayor 365*.

= *Puccinia capsici* Mayor, Mem. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 5:506. 1913. Tipo: sobre *Capsicum* cf. *baccatum* L., na estrada para Mariquita, Soledad, Andes Central, Tolima, **Colombia**, 6.X.1910, *Mayor 84*.

= *Puccinia capsici* Av.-Saccá, Molestias Cryptogamicas das Plantas Horticolas, São Paulo: 1, 1917. Tipo: sobre *Capsicum* sp., São Paulo, **Brasil**, s.d., s.col. (não o de Mayor, 1913).

Segundo estágio telial

Endophyllum pampeanum (Speg.) J.C. Lindq., Bol. Soc. Argentina Bot. 10: 114. 1963.

≡ *Aecidium pampeanum* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 10: 11. 1880. Tipo: sobre *Salpichroa origanifolia* (Lam.) Baill. (originalmente identificado como *S. rhomboidea* Miers), Chacarita, Buenos Aires, **Argentina**, 2.V.1880, *Spegazzini s.n.*

= *Aecidium capsici* F. Kern & Whetzel, J. Dept. Agri. Puerto Rico 14: 341. 1930. Tipo: sobre *Capsicum baccatum* L., Fredonia, Antioquia, **Colombia**, 10.IV.1927, *Toro 197*.

= *Puccinia capsicicola* F. Kern & Thurst., Mycologia 32: 625. 1940. Tipo: sobre *Capsicum baccatum* L., Fredonia, Antioquia, **Colombia**, 10.IV.1927, *Toro 197*. (nunhuma discrição do teleomorfo).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Solanaceae - *Capsicum* sp., 16.X.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-619* (IBI14768).

Puccinia pelargonii-zonalis Doidge, Bothalia 2: 98. 1926. **Tipo**: um Lectotipo necessita ser escolhido a partir dos espécimes sobre *Pelargonium zonale* (L.) L'Heritier, África, listado por Doidge na publicação orginal. Um espécime anotado como "tipo" no BPI, é provêniente de Scottsburg, Natal, **África do Sul**, 7.V.1913 ("5.7.13"), *Pole Evans 6843*. **(?/?,IIpc/III)**.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Geraniaceae - *Pelargonium* sp., 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-411* (IBI14562, RB382918).

Puccinia porophylli Henn., Hedwigia Beiblatt 39: 153. 1900. **Tipo:** sobre *Porophyllum ellipticum* Cass., Caracas, **Venezuela**, VI.1899, *Moritz 255* (Prof. Urban). **(0/Icv,IIpe/III).**

Anamorfo

Uredo aperta G. Winter, *in* Rabenhorst, Hedwigia 26: 24. 1887. Tipo: sobre *Porophyllum ruderale* (Jacq.) Cass., São Francisco, Santa Catarina, **Brasil**, VII.1884, *Ule 56*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Porophyllum ruderale* (Jacq.) Cass., 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-147* (IBI14299); 9.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-860* (IBI15007); 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-181* (IBI15251, RB382949) - *Porophyllum* sp. - Luis Antonio, 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-678* (IBI14827).

Puccinia psidii G. Winter, Hedwigia 23: 171. 1884. **Tipo**: sobre *Psidium guajava* L., (registrado como *"Psidium pomiferum"*), Santa Catarina, **Brasil**, IV.1884, *Ule 14*. Todos os hospedeiros desta ferrugem ocorrem sobre Myrtaceae. **(?/?,IIpe/III).**

= *Puccinia jambosae* Henn., Hedwigia 41: 105. 1902. Tipo: sobre *Syzygium jambos* (L.) Alston, (registrado como "*Jambosa vulgaris* DC."), Myrtaceae, São Paulo, **Brasil**, 7.V.1901, *Puttemans 223*.

= *Puccinia cambucae* Puttemans *in* Rangel, Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 18: 153. 1916. Tipo: sobre *Myrciaria plicato-costata* O. Berg, Myrtaceae, São Paulo, **Brasil**, V.1911, *Puttemans 411*.

= *Puccinia brittoi* Rangel, Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 18: 154. 1916. Tipo: sobre *Campomanesia maschalantha* (O. Berg) Kiaersk. (registrado originalmente como *Abbevillea maschalantha* O. Berg), Myrtaceae, Rio de Janeiro, **Brasil**, I.1914, *E. S. Britto 1036*.

= *Puccinia barbacensis* Rangel, Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 18: 154. 1916. Tipo: sobre gênero indet. de Myrtaceae, ?*Eugenia* sp., Barbacena, Minas Gerais, **Brasil**, III.1911, *Puttemans 296*.

= *Puccinia grumixamae* Rangel., Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 2: 69. 1918. Tipo: sobre *Eugenia brasiliensis* Lam., Rio de Janeiro, **Brasil**, *Rangel 1515*.

= *Puccinia eugeniae* Rangel, Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 16: 154. 1916. Tipo: sobre *Eugenia grandis* Wight, São Paulo, **Brasil**, IV.1901, *Puttemans 261*.

= *Puccinia jambolani* Rangel, Bol. Agr. São Paulo 21: 37. 1920. Tipo: sobre *Syzygium jambolanum* (Lam.) DC., registrado como *Eugenia jambolana* Lam., 1912, *Rangel s.n.*

= *Puccinia camargoi* Puttemans, Bol. Mus. Nac. Rio de Janeiro 6: 314. 1930. Tipo: sobre *Melaleuca leucadendra* (L.) L., Campinas, São Paulo, **Brasil**, VII.1930, *Camargo s.n.*

= *Puccinia actinostemonis* Jacks. & Holw. *in* Jackson, Mycologia 23: 466. 1931. Tipo: sobre Myrtaceae indet., (não *Actinostemon* sp., Euphorbiaceae como originalmente registrado), Lapa, São Paulo, **Brasil**, 27.II.1922, *Holway 1600*.

Anamorfo

Uredo psidii J.A. Simpson, K.S. Thomas & Grgur., Australian Plant Pathology 35: 555. 2006.

≡ *Caeoma eugeniarum* Link *in* Linnaeus, Syst. Plant. 6(2): 29. 1825.

≡ *Uredo eugeniarum* (Link) Buriticá *in* Buriticá & Pardo-Cardona, Rev. Acad. Colomb. Ciênc. Exac. Fis. Nat. 20: 222. 1996. Tipo: sobre *Eugenia* sp., Rio de Janeiro, **Brasil**, s.d., *Beyrich s.n.*

= *Uredo neurophila* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 17: 122-123. 1884.

≡ *Puccinia neurophila* (Speg.) Speg., Revista Argentina Bot. 1: 120. 1925. (telio não descrito). Tipo: sobre *Jambosa* sp., Villa Rica, **Paraguai**, I.1882, *Balansa 3466*.

= *Uredo flavidula* G. Winter, Hedwigia 24: 260. 1885. Tipo: sobre Myrtaceae indet., Santa Catarina, **Brasil**, s.d., *Ule s.n.*

= *Uredo myrtacearum* Pazschke *in* Rabenhorst & Winter, Hedwigia 29: 159. 1890. Tipo: sobre *Eugenia* sp., Santa Catarina, **Brasil**, XII.1883, *Ule-10*.

= *Uredo eugeniarum* Henn., Hedwigia 34: 337. 1895. Lectotipo: sobre *Eugenia* sp., Blumenau, Santa Catarina, **Brasil**, s.d., *Moller-227*.

= *Aecidium glaziovii* Henn., Hedwigia 36: 216. 1897. Tipo: sobre Myrtaceae indet.,

Rio de Janeiro, **Brasil**, s.d., *Glaziou-20621*. A identificação como *Aecidium* é um erro.

= *Uredo pitanga* Speg., An. Mus. Nac. Buenos Aires 6: 240. 1899. Tipo: sobre *Stenocalyx pitanga* O. Berg, **Uruguai**, s.loc., XII.1881, *Arechavaleta s.n.*

= *Uredo puttemansii* Henn., Hedwigia 41: 106. 1902. Tipo: sobre Myrtaceae indet., provavelmente *Melaleuca quinquenervia* (Cav.) S. T. Blake ("*Melaleuca leucadendra*"), São Paulo, **Brasil**, *Puttemans 197*. Hospedeiro não é *Acacia*, Leguminosae, como originalmente registrado (espécime examinado em IBI, por JFH em II.1984 e III.1994).

= *Uredo goeldiana* Henn., Hedwigia Beiblatt 42: 188. 1903. Tipo: sobre *Eugenia* sp., Belém, Pará, **Brasil**, 1883, *Goeldi s.n.*

= *Uredo rochaei* Puttemans, Rev. Polytechnica São Paulo, 11: 272. 1906. Tipo: registrado sobre *Myrciaria jaboticaba* O. Berg, atualmente conhecida como *Myrciaria jaboticaba* (Vell.) O. Berg, São Paulo, São Paulo, **Brasil**, s.d., *A. Rocha s.n.*

= *Uredo myrciae* Mayor, Mem. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 5: 590. 1913. Lectotipo: sobre *Myrcia* cf. *acuminata* (Kunth) DC., Medellin, **Colombia**, 14.VIII.1910, *Mayor 209* (NEU). Lectotipo aqui designado.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Myrtaceae - *Eugenia jambos* L.: 21.VIII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-84* (IBI13082) - *Psidium guajava* L.: Moji-Mirim, 2.VI.1982 (IBI14086-96); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-839* (IBI14986); 17.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-60* (IBI15127); 29.I.1984, II, *J. F. Hennen et al. 84-92* (IBI15159); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-123* (IBI15193) - *Psidium* sp.: Moji-Mirim, 8.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-122* (IBI14274); *Syzygium jambos* (L) Alston.: Moji-Mirim, 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-404* (IBI14555) - indet.: Moji-Mirim, 02.IX.1976, II, *J. F. Hennen 76-328* (IBI12527); 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-829* (IBI13003); 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-87* (IBI14240); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-371* (IBI14522); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-65* (IBI16172); 7.II.1990, II, *J. F. Hennen et al. 90-166* (IBI17208); Luis Antonio, 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-669* (IBI14818); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-688* (IBI14837); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-690* (IBI14839); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-693* (IBI14842); 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-188* (IBI15258); Moji-Guaçu, 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-333* (IBI15404); 4.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-388* (IBI16498).

Puccinia puttemansii Henn., Hedwigia 41: 105. 1902. **Tipo**: sobre *Panicum* sp., Serra da Cantareira, São Paulo, **Brasil**, 28.IV.1900, *Puttemans-140*. **(?/?⇌IIpe/III)**.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Panicum sellowii* Nees, 8.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-123* (IBI14275); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-365* (IBI14516); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-470* (IBI14619); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-832* (IBI14979); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-141* (IBI15211); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-7* (IBI15750); 22.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-30* (IBI15773); 26.V.1988, II/III, *J. F. Hennen et al. 88-36* (IBI16146, RB383027); 7.II.1990, II, *J. F. Hennen et al. 90-162* (IBI17203); Luis Antonio, 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-667* (IBI14816); 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-212* (IBI15282); 29.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-91* (IBI16197); Moji-Guaçu, 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-341* (IBI15412/II); 6.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-441* (IBI16551); - *Panicum* sp.: Moji-Mirim, 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-292* (IBI14443); 10.VI.1983, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-360* (IBI14511, RB382914); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-54* (IBI16162).

Puccinia sanguinolenta Henn., Hedwigia 35: 228. 1896. **Tipo**: sobre *Heteropteris* sp. (registrada originalmente como *Myrcia* sp., Myrtaceae), Vila Mariana, São Paulo, São Paulo, **Brasil**, IV.1887, *Ule 675*. **(?/?,II/III)**.

= *Puccinia rubricans* Holway, J. Mycol. 10: 165. 1904. Tipo: sobre *Banisteria portillana* (S.Watson) C.B. Rob *ex* Small Guadalajara, Jalisco, **Mexico**, 28.IX.1904, *Holway 5063*.

= *Prospodium pseudo-zonatum* A. P. Viégas, Bragantia 5: 13. 1945. Tipo: sobre Malpighiaceae indet. (identificada originalmente errada como Bignoniaceae), Pampulha, Belo Horizonte, Minas Gerais, **Brasil**, 14.VI.1941, *A. P. Viégas & M. Barreto s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Malpighiaceae indet., 4.VII.1988, II/III, *R. M. Lopez-Franco 88-397* (IBI16507, RB383045).

Puccinia scleriae (Pazschke) Arthur, Mycolgia 9: 75. 1917. **(0/Icv⇌IIpc/III).**

≡ *Rostrupia scleriae* Pazschke, Hedwigia 31: 96. 1892. Tipo: sobre *Scleria* sp., Itajaí, Santa Catarina, **Brasil**, XI.1885, *Ule 589.*

≡ *Dicaeoma scleriae* (Pazschke) Arthur, N. Am Fl. 7: 349. 1920.

Anamorfo

Aecidium passifloricola Henn., Hedwigia 43: 168. 1904. Tipo: sobre *Passiflora* sp., Tarapoto, **Peru**, XI.1902, *Ule 3235.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Cyperaceae - *Scleria* sp., 29.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-647* (IBI14796, RB382932).

Puccinia seorsa H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 24: 103. 1932. **Tipo**: sobre *Piptocarpha axillaris* (Less.) Baker, Taipas, São Paulo, **Brasil**, 6.II.1922, *Holway 1540.* **(0/Icv,IIpc/III).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Piptocarpha* sp., 26.III.1983, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-85* (IBI14238); 10.VI.1983, II, III, *J. F. Hennen et al. 83-387* (IBI14538, RB382916); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-629* (IBI14778); 29.X.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-650* (IBI14799); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-656* (IBI14805); 23.XI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-807* (IBI14954); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-823* (IBI14970); 8.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-847* (IBI14994); 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-895* (IBI15042); 16.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 84-54* (IBI15121); 22.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-29* (IBI15772); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-31* (IBI16142); 7.II.1990, II, *J. F. Hennen et al. 90-150* (IBI17191); Moji-Guaçu, 06.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-434* (IBI16544); 7.VII.1988, II/III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-446* (IBI16556, RB383056).

Puccinia spegazzinii DeToni, *in* Saccardo, Syll. Fung. 7: 704. 1888. *Nom. nov.* para *Puccinia australis* Spegazzini. **(-/-,-/III).**

≡ *Puccinia australis* Speg., Anal. Soc. Cient. Argentina 17: 7. 1880. Tipo: sobre *Mikania cordifolia* (L. f.) Willd., Boca Del Riachuelo, Buenos Aires, **Argentina**, IV.1880, *O. Schnyder s.n.* Não *Puccinia australis* Koern, 1876.

= *Puccinia melothriae* F. Stevens, Bot Gaz. 43: 283. 1907. Tipo: sobre *Mikania* sp. (originalmente identificada como *Melothria pendula* L., Cucurbitaceae), West Raleigh, North Carolina, **Estados Unidos das Américas**, 15.IX.1906, *F. L. Stevens & J. G. Hall 471.*

= *Puccinia dubia* Mayor, Mem. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 5: 482. 1913. Tipo: sobre *Mikania* sp., [registrada originalmente como "Ampelidaceae" (Vitaceae)], próximo a Angelópolis, Antioquia, **Colômbia,** 2.IX.1910, *Mayor 315.*

Material analisado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Asteraceae - *Mikania* sp., 19.X.1976, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 76-542* (IBI12715); 9.IV.1983, III, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-143* (IBI14295); 10.VI.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-395* (IBI14546); 7.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-822* (IBI14969); 23.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-884* (IBI15031); 17.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 84-61* (IBI15128); 23.III.1986, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-43*, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-43* (IBI15786, RB383022); Luis Antonio, 8.VII.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-535* (IBI14684, RB382921).

Puccinia substriata Ellis & Barthol., Erythea 5: 47. 1897. **Tipo**: sobre *Paspalum setaceum* Michx., Rooks Co, Kansas, **Estados Unidos das Américas**, 20.VIII.1896, *Bartholomew 2237.* **(0/Icv⇌IIpc/III).**

Os sinônimos dados são somente a partir dos nomes com os tipos das Américas.

= *Puccinia pilgeriana* Henn., Bot. Jahrb. Syst. 40: 226. 1908. Tipo: sobre *Paspalum* sp., Cuiabá, Mato Grosso, **Brasil**, 1899, *Pilger s.n.*

Sinanamorfos

Eciais: sobre Solanaceae

Aecidium tubulosum Pat. & Gaillard, Bull. Soc. Myc. France 4: 97. 1888. Tipo: sobre *Solanum* sp., Orinoco Superior, Rio Mapire, **Venezuela**, IV.1887, *A. Gaillard s.n.*

= *Aecidium uleanum* Pazschke, Hedwigia 31: 95. 1892. Tipo: sobre *Solanum* sp., Tubarão, Santa Catarina, **Brasil**, X.1890, *Ule 1027.*

≡ *Puccinia tubulosa* (Pat. & Gaillard) Arthur, Amer. J. Bot. 5: 464. 1918. Telios não descritos.

= *Aecidium solaniphilum* Speg., An. Mus. nac. Hist. nat. B. Aires 23: 34. 1912. Tipo: sobre *Solanum sordidum* Sendt., Bompland, Missiones, **Argentina**, VIII.1910, *Spegazzini s.n.*

Urediniais: sobre Poaceae

Uredo cubangoensis Rangel, Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 18: 160. 1916. Tipo: sobre *Paspalum mandiocanum* Trin., Cubango próximo a Niterói, Rio de Janeiro, **Brasil**, IV.1914, *Rangel 1143*.

≡ *Puccinia paspalicola* (Henn.) Arthur, Manual Rusts U.S. & Canada: 127. 1934. Télios não descritos. Ramachar & Cummins (1965) atribuíram o nome somente a Arthur como "*Puccinia paspalicola* Arthur" mas eles e nem Arthur fizeram qualquer referencia ao material tipo com telios. Alguns autores anteriores colocaram *Uredo paspalicola* P. Henn. com *Puccinia substriata* mas ele pertence a *Phakopsora compressa*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Paspalum* sp., 2.IX.1976, II/III, *J. F. Hennen 76-347* (IBI12545, RB382895); 14.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-356* (IBI13827); 12.III.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-22* (IBI13891); 12.III.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-40* (IBI13910); 7.IV.1980, II, *M. B. Figueiredo 80-67* (IBI13937); 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-75* (IBI14227); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-487* (IBI14636); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-833* (IBI14980); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-21* (IBI15088); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-157* (IBI15227); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-308* (IBI15379); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-41* (IBI15784) - *Panicum* sp.: Moji-Mirim, 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-828* (IBI13002).

Puccinia thaliae Dietel, Hedwigia 38: 250. 1899. **Tipo**: sobre *Thalia dealbata* Fraser *ex* Roscoe (Marantaceae), Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, **Brasil**, III.1898, *Ule 1044*. **(?/?,IIpe/III)**.

= *Puccinia cannae* Henn., Hedwigia 41: 105. 1902. Tipo: sobre *Canna* sp., Horto Florestal, São Paulo, São Paulo, **Brasil**, 23.IV.1901, *Puttemans s.n.*

Anamorfo

Uredo cannae G. Winter, Hedwigia 23: 172. 1884. Tipo: sobre *Canna* sp., São Francisco, Santa Catarina, **Brasil**, 23.IV.1901, *Ule 19*.

≡ *Dicaeoma cannae* (G. Winter) Arthur, N. Amer. Fl. 7(5): 380. 1920.

= *Uredo ischnosyphonis* Henn., Hedwigia 43: 164. 1904. Tipo: sobre *Ischnosiphon leucophaeus* (Poepp. & Endl.) Körn. (Marantaceae), Rio Juruá Mirim, Amazonas, **Brasil**, IX.1901, *Ule 2695*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Cannaceae - *Canna* sp., 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-14* (IBI15081); Luis Antonio, 30.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-95* (IBI16201).

***Puccinia* sp. 1**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Burseraceae - *Protium* sp., 27.VI.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-348* (IBI16459); 4.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-394* (IBI16504); 5.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco 88-404* (IBI16514); 6.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-427* (IBI16537, RB383052).

***Puccinia* sp. 2**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Malpighiaceae - *Stigmaphyllon lalandianum* A. Juss., 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-39* (IBI13041); 14.VII.1977, II/III, *M. B. Figueiredo 77-46* (IBI13048).

***Puccinia* sp. 3**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Malpighiaceae indet., 29.IX.1981, II, *M. B. Figueiredo 81-50* (IBI14067); Moji-Guaçu, 30.X.1983, 0, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-664* (IBI14813); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-478* (IBI16588).

***Puccinia* sp. 4**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Rubiaceae indet., 9.VI.1982, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-126* (IBI14086-120); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-648* (IBI14797); 14.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-12* (IBI15079); Moji-Guaçu, 05.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-403* (IBI16513).

***Puccinia* sp. 5**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Paspalum* sp., 9.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-127* (IBI14086-121); 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-901* (IBI15048).

***Puccinia* sp. 6**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO, Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Digitaria* sp., 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-829* (IBI14976); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-155* (IBI15225); 21.III.1986, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-10* (IBI15753).

Pucciniosira pallidula (Speg.) Lagerh., Tromso Mus. Aarsh. 16: 122. 1894. **(0/-,-/III).**

≡ *Coleosporium pallidulum* Speg., Fungi Guaranitici, An. Soc. Cient. Argentina 17: 95. 1884. Tipo: sobre *Triumfetta* sp., originalmente registrado como "Malvaceae", Guarapi, **Paraguai**, VII.1883, *B. Balansa s.n.*

= *Pucciniosira triumfettae* Lagerh., Ber. Deutsch. Bot. Ges. 9: 344. 1891. Lectotipo: sobre *Triumfetta* sp., Playas, Guyas, **Equador**, XII.1890, *Lagerheim s.n.* (PC). Duas outras coleções foram também registradas por Lagerheim. Lectotipo aqui designado.

≡ *Pucciniosira pallidula* (Speg.) Henn., Hedwigia 35: 247. 1895.

= *Aecidium triumfettae* Henn., Hedwigia 35: 259. 1896. Tipo: sobre *Triumfetta* sp., Loreto, Missiones, **Argentina**, 21.III.1884, *Niederlein s.n.*

= *Aecidiella triumfettae* Ellis & Kelsey, Bul. Torrey Bot. Club 245: 208. 1897. Tipo: sobre *Triumfetta* sp. Dutch West Indies, **St. Croix Island,** I-II.1896, *A. E. Ricksecker 23.*
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Tiliaceae - *Triumfetta* sp., 31.X.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-681* (IBI14830, RB382935).

Ravenelia cebil Speg., Anal. Mus. Nac. B. Aires 19: 295. 1909. **Tipo**: sobre *Anadenanthera macrocarpa* (Benth.) Brenan (registrado originalmente como *Piptadenia macrocarpa* Benth.), Parque Roca, Tucumán, **Argentina**, 10.IV.1906, *Spegazzini s.n.* (LPS 4950; em condições precárias para estudos). **(0/Ipe,IIpe/III).**

Anamorfos

Uredo vitis (Syd. & P. Syd.) J. W. Baxter, Mycologia 67: 437. 1975.

≡ *Ravenelia vitis* Syd. & P. Syd., Ann. Mycol. 14: 68. 1916. Tipo: sobre *Anadenanthera sp.* (originalmente descrito como *Piptadenia* sp.), Serra de Maranguape, Ceará, **Brasil,** X.1910, *Ule 3408*. Télios não descritos.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Anadenanthera falcata* (Benth.) Speg., 18.VII.1979, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 79-215* (IBI13690); 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-146* (IBI14298) - *A. peregrina* (L.) Speg.: Moji-Mirim, 2.VI.1982, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-109* (IBI14086-103, RB382908); 9.VI.1982, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-134* (IBI14086-129); Moji-Guaçu, 27.VI.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-347* (IBI16458); *A. peregrina* var *falcata* (Benth.) Reis, Moji-Mirim, 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-273* (IBI14425); 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-274* (IBI14426); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-394* (IBI14545); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-468* (IBI14617); 8.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-850* (IBI14997); 29.I.1984, II, *J. F. Hennen et al. 84-100* (IBI15167); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-300* (IBI15371); 18.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-316* (IBI15387); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-543* (IBI14692); 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-544* (IBI14693); Moji-Guaçu, 15.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-44* (IBI15111) - *Anadenanthera* sp.: Moji-Mirim, 2.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-332* (IBI12531); 14.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-271* (IBI14423); 14.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-272* (IBI14424); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-382* (IBI14533); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-27* (IBI15094); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-131* (IBI15201); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-22* (IBI15765); 26.V.1988, III, *J. F. Hennen 88-53* (IBI16161); 7.II.1990, II, *J. F. Hennen et al. 90-164* (IBI17205); Moji-Guaçu, 18.VI.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-343* (IBI16452); 7.VII.1988, II/III, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-450* (IBI16560, RB383057); 7.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-463* (IBI16573); 7.VII.1988, *J. F. Hennen et al. 88-474* (IBI16584) - *Piptadaenia* sp.: Moji-Mirim, 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B.*

Figueiredo 83-82 (IBI14235); Luis Antonio, 30.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-99* (IBI16205); Moji-Guaçu, 6.VII.1988, *R. M. López-Franeo & A. A. Carvalho Jr. 88-421* (IBI16531).

Ravenelia cohniana Henn., Hedwigia 35: 246. 1896. **Tipo**: sobre *Caesalpinia* sp., Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, **Brasil,** VII.1887, *Ule 703*. **(?/?,II/III).**

= *Ravenelia distans* Arthur & Holw., *in* Arthur, Amer. J. Bot. 5: 424. 1918. Tipo: sobre Mimosoideae indet., Retalhuleu, **Guatemala,** 26.II.1916, *Holway 535*.

= *Ravenelia concinna* Syd., Ann. Mycol. 28: 46-47. 1930. Tipo: sobre *Acacia* sp. (próximo de *A. polyphylla* DC., *A. riparia* Kunth., e *A. glomerosa* Benth.), Caguita, **Venezuela,** 29.XII.1927, *H. Sydow 135*.

= *Ravenelia lindquistii* J.F. Hennen & Cummins, Rept. Tottori Mycol. Inst. 28: 7. 1990. Tipo: sobre *Acacia praecox* Grisebach, Alemania, Salta, **Argentina**, 12.VIII.1936, *Cabrera 3753*.

Anamorfo

Uredo imperspicua Speg. Rev. Arg. Bot. 1 (2a-3a): 136. 1925. Tipo: sobre *Acacia praecox* Griseb., Rio Pescado, Norte de Orán, Salta, **Argentina**, II.1905, *Spegazzini s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Leguminosae - *Caesalpinia* sp., 6.VII.1988, II/III, *R. M. Lopez-Franeo & A. A. Carvalho Jr. 88-429* (IBI16539, RB383053); 6.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franeo & A. A. Carvalho Jr. 88-435* (IBI16545).

Ravenelia densifera J.F. Hennen & Cummins, Rept. Tottori Mycol. Inst. 28: 3. 1990. **Tipo**: sobre *Senna silvestris* (Vell.) H.S. Irwin & Barneby (*Cassia silvestris* Vell.), Instituto Agronômico de Campinas, Campinas, São Paulo, **Brasil**, 27.VIII.1976, *Hennen & Figueiredo 76-316*. **(?/?,IIpe,III).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Cassia silvestris* Vell., 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-296* (IBI14447, RB382913); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-137* (IBI15207); 21.III.1986, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-23* (IBI15766); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-68* (IBI16175, RB383028); 7.II.1990, II, *J. F. Hennen et al. 90-151* (IBI17192) - *Cassia* sp.: Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-548* (IBI14697).

Ravenelia geminipora J.F. Hennen & Cummins, Rept. Tottori Mycol. Inst. 28: 4. 1990. **Tipo**: sobre *Plathymenia reticulata* Benth., Sete Lagoas, Minas Gerais, **Brasil**, 16.III.1984, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-296*. **(0/I, II/III).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Leguminosae - *Plathymenia retieulata* Benth., 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-211* (IBI15281, RB382952).

Ravenelia macrocarpa Syd. & P. Syd., Ann. Mycol. 1: 329. 1903. **Tipo**: sobre *Cassia bicapsularis* L., agora provavelmente *Senna pendula* (Humb. & Bonpl. *ex* Willd.) H.S. Irwin & Barneby, **Brasil**, s.loc., s.d., *Sello s.n.* **(0/Ipe,IIpe/III).**

≡ *Haploravenelia macrocarpa* (Syd. & P. Syd.) Syd., Ann. Mycol. 19: 165. 1921.

Anamorfo

Uredo cyclogena Speg., An. Soc. Cient. Argentina 9:172. 1880. Tipo: sobre *Senna corymbosa* (Lam.) H.S. Irwin & Barneby (*Cassia corymbosa* Lam.), Boca Del Riachuelo, Buenos Aires, **Argentina**, II.1880, *Spegazzini s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Cassia* sp., 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-401* (IBI14552, RB382917); 26.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-501* (IBI14650); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-836* (IBI14983); 21.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-882* (IBI15029, RB382941).

Soratea **sp. 1**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Machaerium* sp., 17.II.1984, II/iii, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-122* (IBI15192); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-313* (IBI15384); 30.VII.1988, II, *J. F. Hennen & R. M. López-Franeo 88-683* (IBI16790).

Soratea **sp. 2**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Platypodium elegans* Vog., 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen*

84-156 (IBI15226); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-302* (IBI15373); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-69* (IBI16176) - *Platypodium* sp.: Moji-Guaçu, 6.VII.1988, II, *R. M. López-Franco & A.A. Carvalho Jr. 88-436* (IBI16546).

Sphenospora kevorkianii Linder, Mycologia 36: 464. 1944. **Tipo**: sobre *Epidendrum difforme* Jacq., Bilwas Karma, Capo, **Nicaragua**, 06.IV.1943, *Kevorkian s.n.* **(?/?,IIpe/III).**

Anamorfo

Uredo nigropuncta Henn., Hedwigia 35: 254. 1896. Tipo: sobre *Cyrtopodium* sp.(publicado como "*Stanhopea* sp."), Rio de Janeiro, **Brasil**, VII.1887, *Ule 652*.

= *Uredo epidendri* Henn., Hedwigia 35: 254. 1896. Tipo: sobre *Epidendrum* sp., Tubarão, Santa Catarina, **Brasil**, II.1889, *Ule 1267*.

= *Uredo cyrtopodii* Syd. & P. Syd., Bull. Herb. Boiss. II, 1: 77. 1901. Tipo: sobre *Cyrtopodium* sp., Mauá, Rio de Janeiro, **Brasil**, 18.VIII.1896, *Ule* (*?2447*) *ou 2457*.

= *Uredo wittmackiana* Henn. & Klitzing *in* P. Hennings, Gartenflora 53: 397. 1904. Tipo: Orchidaceae indet., **México**, s.loc, s.d., s.col.

= *Uredo guacae* Mayor, Mem. Soc. Neuchatel. Sci. Nat. 5: 583. 1913. Tipo: sobre *Epidendrum* sp., próximo de Guaca, Antioquia, **Colombia**, 12.IX.1910, *Mayor 108*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Orchidaceae - *Catasetum* sp., 30.VII.1988, II, *J. F. Hennen & R. M. López-Franco 88-688* (IBI16795, RB383062).

Sphenospora smilacina Syd., Ann. Mycol. 23: 318. 1925. **Tipo**: sobre *Smilax* sp., San Felipe, **Guatemala**, 14.1.1917, *Holway 718*. **(?/?, IIpe/III).**

Anamorfo

Uredo yurimaguasensis Henn., Hedwigia 43: 164. 1904. Tipo: sobre *Smilax* sp., Yurimaguas, **Peru**, VIII.1902, *Ule 3251*.

≡ *Sphenospora yurimaguasensis* (Henn.) H. S. Jacks. & Holw. *in* Jackson, Mycologia 18: 153. 1926. Teleomorfo não descrito.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Liliaceae - *Smilax* sp., 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-13* (IBI13016); 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-146* (IBI13145); 12.VI.1999, II, *J. F. Hennen et al. 99-217* (IBI18911); Moji-Mirim, 2.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-100* (IBI14086-94); 2.VI.1982, II/III, *J. F. Hennen & M. B.Figueiredo 82-106* (IBI14086-100, RB382907); 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-138* (IBI14290); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-391* (IBI14542); 12.VI.1983, *J. F. Hennen et al. 83-414* (IBI14565); 12.XI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-722* (IBI14871); 16.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-48* (IBI15115); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-121* (IBI15191); 19.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-344* (IBI15415); Luis Antonio, 29.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-81* (IBI16187).

Tranzschelia discolor (Fuckel) Tranzschel & Litwinow, Bot. Zh. SSSR 24: 248. 1939. **(0/I⇌II/III).**

≡ *Puccinia discolor* Fuckel, Fungi Rheneni 2121, 1867. Tipo: sobre *Prunus insititia* L., Europa, s.loc., s.d., s.col.

≡ *Tranzschelia punctata* Arthur, Res. Sci. Congr. Vienne: 350. 1906.

≡ *Tranzschelia pruni-spinosae* (Pers.) Dietel f. *discolor* (Fuckel) Fischer, Beitr. Kryptogamenfl. Schweiz 2: 157-159. 1904.

≡ *Tranzschelia pruni-spinosae* (Pers.) Dietel var. *discolor* (Fuckel) Dunegan, Phytopathology 28: 424. 1938.

Anamorfos

Uredo persicae Speg., Revista Mus. La Plata 15: 9. 1908. Tipo: sobre *Prunus persicae* Stokes, São Paulo, **Brasil**, *A. Usteri s.n.* (Não foram determinados todos os nomes anamórficos antigos disponíveis na literatura europeia, que podem ter prioridade como nomes dos anamórfos urediniais e eciais).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Rosaceae - *Prunus persica* (L.) Batsch, 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-15* (IBI15758, RB383020); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-62* (IBI16169) - *Prunus* sp.: Moji-Mirim, 26.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-499* (IBI14648); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-124* (IBI15194); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-16* (IBI15759).

Uredo cajani Syd. & P. Syd., *in* Sydow & Butler, Ann. Mycol. 4: 442. 1906. **Tipo**: sobre *Cajanus indicus* Spreng., Pusa, **India**, 20.II.1905, *E.J. Butler 600*. **(?/?,II/?).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Leguminosae - *Cajanus cajan* (L.) Mill., 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-140* (IBI13139, RB382900); 11.XII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-387* (IBI13380).

Uredo hypoxidis (Bres.) Henn., Hedwigia Beiblatt 40: 173. 1901. **(?/?,II/?).**

≡ *Doassansia hypoxidis* Bres., *in* Rabenhorst (Pazschke), Fung. Europ. 4201. 1901. Tipo: sobre *Hypoxis decumbens* L., Tubarão, Santa Catarina, **Brasil**, X.1890, *Ule 1033*.

= *Uredo globulosa* Arthur, Mycologia 8: 22. 1916. Tipo: sobre *Hypoxis decumbens* L., Las Marias, **Porto Rico**, 10.VII.1915, *F. L. Stevens 8127*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Hypoxidaceae - *Hypoxis* sp., 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-626* (IBI14775, RB382929); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-815* (IBI14962).

Uredo lafoenseae H. S. Jacks. & Holw. *in* Jackson, Mycologia 23: 483. 1931. **Tipo**: sobre *Lafoensia pacari* A. St.-Hil., Campos do Jordão, São Paulo, **Brasil**, 26.IV.1922, *Holway 1774*. **(?/?,II/?).**

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Lythraceae - *Lafoensia* sp., 11.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-408* (IBI14559); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-469* (IBI14618, RB382920); 26.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-498* (IBI14647); 12.VI.1983, *J. F. Hennen et al. 83-588* (IBI14737); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-631* (IBI14780, RB382930).

Uredo seclusa H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 23: 484. 1931. **Tipo**: sobre Myrtaceae indet., Vila Prudente, São Paulo, **Brasil**, 31.V.1922, *Holway 1925*. **(?/?,II/?).** Existem apenas coleções do tipo e do Horto Florestal de Moji-Mirim, São Paulo.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Myrtaceae indet., 1.XI.1979, II, *M. B. Figueiredo et al. 79-347* (IBI13818, RB382901); 15.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-277* (IBI14429, RB382911).

Uredo sp. 1

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Dipterix alata* Vog., 18.VII.1979, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 79-218* (IBI13693); 26.III.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-91* (IBI14244); 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-135* (IBI14287); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-364* (IBI14515); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-368* (IBI14519); 10.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-392* (IBI14543); 26.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-495* (IBI14644); 12.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-586* (IBI14735); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-618* (IBI14767); 29.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-645* (IBI14794); 23.XI.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-802* (IBI14949); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-837* (IBI14984); 21.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-880* (IBI15027); 15.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-31* (IBI15098); 29.I.1984, II, *J. F.Hennen et al. 84-105* (IBI15172); 17.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-127* (IBI15197); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-312* (IBI15383); 27.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-59* (IBI16166); 30.VII.1988, II, *J. F.Hennen & R. M. López-Franco 88-692* (IBI16799); Luis Antonio, 08.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-549* (IBI14698).

Uredo sp. 2

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Paspalum* sp., 2.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-113* (IBI14086-107).

Uromyces appendiculatus var. ***appendiculatus*** Unger, Einfl. D. Bodens: 216. 1836. **(0/Icv/IIpe/III).**

≡ *Uredo appendiculata* Pers. Ann. Bot. (Usteri) 15: 1795. Tipo: sobre *Phaseolus vulgaris* L., Europa, s.loc., s.d., s.col. Baseados nos telios.

≡ *Uromyces phaseoli* (Pers.) G. Winter, *in* Rab. Krypt.-Fl. von Deutschland, Oesterreichs und der Schweiz, ed. 2 (Leipzig) 1(1): 157. 1884.

≡ *Uromyces phaseoli* (Pers.) G. Winter var. *typica* Arthur, Man. Rusts U.S. & Canada: 296. 1934.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Leguminosae - *Phaseolus* sp., 4.VII.1988, II, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-401* (IBI16511, RB383047).

Uromyces asclepiadis Cooke, Grevillea 5: 152. 1877. **Tipo**: sobre *Asclepias* sp. Cape Elizabeth, Maine, **Estados Unidos das Américas**, s.d., *Fuller 80*. **(?/?,II/III).**

= *Uromyces howei* Peck, Rep. New York State Museum 30: 75. 1878. Tipo: sobre *Asclepias syriaca* L., North Greenbush, New York, **Estados Unidos das Américas**, s.d., s.col.

Anamorfos

Uredo asclepiadis Schwein., *in* Berk. & Curtis, Jour. Acad. Nat. Sci. Philadelphia 2: 282. 1853. Tipo: sobre *Asclepias* sp., **Suriname**, s.loc., s.d., *?Weigelt s.n.*

= *Trichobasis howei* Peck, Ann. Rep. New York State Mus. 23: 587. 1873.

≡ *Nigredo howei* (Peck) Arthur, N. Am. Fl. 7: 264. 1912. Tipo: sobre *Asclepias cornuti* Decne. North Greenbush, New York, **Estados Unidos das Américas**, s.d., s.col.

= *Uredo asclepiadina* Speg., Anal. Mus. Nac. Buenos Aires 19: 316. 1909. Tipo: sobre *Asclepias campestris* DC., Jujuy, **Argentina**, I.1906, *?Spegazzini s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Asclepiadaceae - *Aselepias curassavica* L., 21.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-214* (IBI15284).

Uromyces bauhiniae Henn., Hedwigia 34: 90. 1895. Tipo: sobre *Bauhinia* sp., Paranaíba, Minas Gerais, **Brasil**, VII.1892, *Ule 1906*. **(?/?,IIpe/III)**.

= *Uromyces pretextus* Vesterg., Ark. Bot. 4: 19. 1905. *Nom. nov.* para *U. bauhiniae* Henn. porque Vestergren entendeu que *U. bauhiniae* havia sido publicado anteriormente por Berkeley & Curtis para uma diferente espécie de ferrugem.

= *Uromyces guatemalensis* Vesterg., Ark. Bot. 4: 20. 1905. Tipo: sobre *Bauhinia* sp., Retalhuleu, **Guatemala**, III/1876, *Bernoulli & Cario s.n.*

Anamorfo

Uredo bauhiniae Berk. & M.A. Curtis, Proc. Am. Acad. 4: 126. 1859. Tipo: sobre *Bauhinia* sp., **Nicaragua**, s.loc., s.d., *Wright s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Bauhinia holophylla* (Bong.) Steud., 27.V.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-60* (IBI16167) - *Bauhinia* sp.: Moji-Mirim, 2.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-340* (IBI12537); 2.IX.1976, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-340a* (IBI12538); 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-462* (IBI14611); 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-484* (IBI14633); 21.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 86-21* (IBI15764); Moji-Guaçu, 14.VI.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-20* (IBI13023); 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-36* (IBI13038); 21.VIII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-81* (IBI13079); 6.X.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-135* (IBI13134); 18.VI.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-336* (IBI16445); 12.VI.1999, II/III, *J. F. Hennen et al. 99-208* (IBI18902); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-545* (IBI14694); 8.VII.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-546* (IBI14695).

Uromyces bidenticola Arthur, Manual rusts U. S. & Canada: 342. 1934. Neotipo: sobre *Bidens squarrosa* H. B. & K., Guatemala, **Guatemala**, 31.XII.1914, *Holway 4*. Neotipo indicado por Cummins (1978). **(0/Ipe,IIpe/III)**.

Anamorfos

Uredo bidentis Henn., Hedwigia 35: 251. 1896. Lectotipo: sobre *Bidens pilosus* L., São Francisco, Santa Catarina, **Brasil**, VII.1884, *Ule 232* (HBG). Lectotipo aqui designado.

≡ *Klebahnia bidentis* (Henn.) Arthur, N. Amer. Fl. 7: 481. 1922. Arthur descreveu telios mas indicou o espécime tipo sem télios. Não *Uromyces bidentis* Lagerheim, 1895.

= *Puccinia bidentis* Dietel & Holw. *in* Holway, Bot. Gaz. (Crawfordsville) 24: 32. 1897. Tipo: sobre *Bidens* sp., Cuernavaca, **Mexico**, 23.IX.1896, *Holway s.n.* Arthur (1922), Jackson (1932) e Lindquist (1982) citaram este nome, presumivelmente, baseados em um anamórfo, como um sinônimo de *Uromyces bidenticola*.

= *Uredo bidenticola* Henn., Hedwigia 37: 279. 1898. Tipo: sobre *Bidens leucantha* Meyen & Walp., Bog Walk, **Jamaica**, 3.III.1893, s.col.

≡ *Uromyces bidenticola* (Henn.) Arthur, Mycologia 9: 71. 1917. Telios não descritos.

= *Uredo bidenticida* Speg., Revista Argentina Bot. 1: 134. 1925. (um lectotipo necessita ser apontado a partir dos especimes examinados por Spegazzini que foram coletados na Argentina,Uruguai e Paraguai).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Asteraceae - *Bidens* sp., 22.VII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-111* (IBI13108); 22.XII.1977, 0/I, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-115* (IBI13112); 30.X.1983, 0/I, *J. F. Hennen & M. M.*

Hennen 83-663 (IB114812); 15.I.1984, 0/I, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-39* (IB115106); 18.VI.1988, II/III, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-339* (IB116448); 27.VI.1988, III, *J. F. Hennen et al. 88-345* (IB116456); 5.VII.1988, II/III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-409* (IB116519); Moji-Mirim, 12.III.1980, 0/I, II/III, *M. B. Figueiredo 80-33* (IB113902, RB382905); 10.VI.1983, 0/I, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-379* (IB114530, RB382915); 23.III.1983, 0/I, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 83-81* (IB114234); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-635* (IB114784); 12.XI.1983, 0,III, *J. F. Hennen et al. 83-720* (IB114869); 7.XII.1983, 0/I, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-820* (IB114967); 9.XII.1983, 0/I, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-858* (IB115005); 23.III.1986, 0/I, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-40* (IB115783).

Uromyces bidentis Lagerh. *in* Patouillard & Lagerheim, Bull. Soc. Myc. France 11: 213. 1895. **Tipo**: sobre *Bidens andicola* Kunth, Valle do Chillo, próximo de Quito, **Equador**, VI.?, *Lagerheim s.n.* **(-/-,-/III)**.

= *Uromyces densus* Arthur, Mycologia 7: 196. 1915. Tipo: sobre *Bidens pilosa* L., Ponce, **Porto Rico**, 8.XI.1913, *F. L. Stevens 4266*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Asteraceae - *Bidens* sp., 14.VI.1977, III, *M. B. Figueiredo 77-27* (IB113029); Moji-Mirim, 14.XI.1979, III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 79-360* (IB113831).

Uromyces castaneus Syd. & P. Syd., Mon. Ured. 2: 94. 1910. **Tipo**: sobre *Desmodium incanum* DC., Rio de Janeiro, **Brasil**, VII.1887, *Ule 666*. **(?/?,IIpe/III)**.

Material analisado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Leguminosae - *Desmodium* sp., 5.VII.1988, II, III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-419* (IB116529, RB383050).

Uromyces cestri Mont. *in* Gay, Hist. Fis. Polit. Chile 8: 49. 1852. **Tipo**: sobre *Cestrum parqui* L'Hér., Ilha de Juan Fernandez, **Chile**, s.d., *Botero 1740*. **(?/?,IIcv/III)**.

≡ *Caeomurus cestri* (Mont.) Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3(2): 449. 1889.

≡ *Uromycopsis cestri* (Mont.) Arthur, Résult. Sci. Congr. Internat. Bot. Vienna: 345. 1906.

Anamorfo

Aecidium cestri Mont., Ann. Sci. Nat. II, 3: 356. 1835. Tipo: sobre *Cestrum parqui* L'Hér., Ilha de Juan Fernandez, **Chile**, s.d., *Botero 1740*.

≡ *Uredo cestri* Bert., *in* Montagne, Ann. Sci. Nat. (Paris) II 3: 356. 1835. Tipo: sobre *Cestrum parqui* L'Hér., Ilha de Juan Fernandez, **Chile**, s.d., *Botero 1740*.

≡ *Pucciniola cestri* (Mont.) Arthur, N. Am. Fl. 7: 452. 1921. Baseado em *Aecidium cestri* Montagne, um nome anamórfico.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO. Moji-Guaçu, Solanaceae - *Cestrum* sp., 11.XII.1977, 0/I, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-379* (IB113372, RB382896); Moji-Mirim, 14.XI.1979, 0/I, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-368* (IB113839, RB382904).

Uromyces costaricensis Syd., Ann. Mycol. 23: 312. 1925. **Tipo**: sobre *Lasiacis sorghoidea* (Desv. *ex* Ham.) Hitchc. & Chase (originalmente identificado como *Panicum altissimum* Meyer), Grecia, **Costa Rica**, 19.I.1925, *H. Sydow 178*. **(?/?/⇌IIpe/III)**.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Poaceae - *Lasiacis* sp., 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-31* (IB113033); 14.VII.1977, II, *M. B. Figueiredo 77-35* (IB113037); 15.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-34* (IB115101, RB382943); Moji-Mirim, 9.VI.1982, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-129* (IB114086-123) - indet.: Moji-Guaçu, 18.VI.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-342* (IB116451); 27.VI.1988, II, *J. F. Hennen et al. 88-356* (IB116467).

Uromyces euphorbiae Cooke & Peck *in* Peck, Ann. Rept. New York State Mus. 25: 90. 1873. Tipo: sobre *Euphorbia hypericifolia* L., Albany, New York, **Estados Unidos das Américas**, VIII.1871, s.col.**(0/Icv,IIpe/III)**.

= *Uromyces euphorbiicola* Tranzschel, Ann. Mycol. 8: 8. 1910. Tipo: sobre *Euphorbia pilulifera* L., Cuba, s.d., *C. Wright 720*.

= *Uromyces tordillensis* Speg., Anal. Mus. Nac. Buenos Aires 6: 214. 1899. Lectotipo: sobre *Euphorbia serpens* H. B. & K. (como *E. serpentis*), La Plata, Buenos Aires, **Argentina**, 1881, *Spegazzini s.n.* (LPS). Lectotipo aqui designado.

Anamorfo

Uredo proëminens DC., Fl. France 2: 235. 1805.

≡ *Uredo proëminens* DC. *ex* Duby, Bot. Gall.: 896, 1830.

≡ *Uromyces proëminens* (DC.) Lèv., 1847. Teleomorfo não descrito.

≡ *Uromyces proëminens* (DC.) Pass., *in* Rabenhorst Fung. Eur. No. 1795. 1873. Teleomorfo não descrito.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Euphorbiaceae - *Euphorbia* sp., 16.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-57* (IBI15124); 19.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-345* (IBI15416).

Uromyces floralis Vestergr., Ark. Bot. 4: 23. 1905. **(0/-,-/III)**.

= *Uromyces verus* H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 32: 344. 1931. Tipo: sobre *Bauhinia rufa* (Bong.) Steud., Belo Horizonte, Minas Gerais, **Brasil**, 21.XI.1921, *Holway 1319*.

Material examinado: BRASIL, SÃO PAULO: Moji-Guaçu, Leguminosae - *Bauhinia* sp., 1.X.1976, 0/I, II, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 76-409* (IBI12607, RB382898); 29.VII.1977, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-110* (IBI13107); Moji-Mirim, 29.XII.1976, II, *M. B. Figueiredo et al. 76-816* (IBI12990).

Uromyces neurocarpi Dietel, Hedwigia 34: 292. 1895. **Tipo**: sobre *Clitoria cajanifolia* (C. Presl) Benth. (originalmente registrada como *Neurocarpon cajanifolium* Presl.), Bahia, **Brasil**, s.d. A espécie de ferrugem foi encontrada sobre um espécime Fanerogâmico mantido no Herbario da Universidade de Leipzig, **Alemanha**, coletada por *Lhotsky s.n.* **(0/Ipe,IIpe/III)**.

= *Uromyces rostratus* Henn., Hedwigia 35: 227. 1896. Tipo: sobre *Clitoria* sp. (registrada originalmente como *Eriosema* sp.), Rio de Janeiro, **Brasil**, VI.1887, *Ule 705*.

= *Uromyces insularis* Arthur, Bull. Torrey Bot. Club 33: 515. 1906. Tipo: sobre *Clitoria cajanifolia* Benth., próximo de Dorado, **Porto Rico**, 18.V.1887, *Urban s.n.*, de uma folha de herbário número 80339 no Field Museum em Chicago.

= *Uromyces erythrinae* Lagerh., *in* Sydow, P. Sydow & H. Sydow., Monogr. Ured. 2: 357. 1910. Tipo: sobre *Clitoria* sp., (registrada como *Erythrina* sp.), Puente de Chimbo, **Ecuador**, s.d., *Lagerheim s.n.*

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Leguminosae - *Clitoria* sp., 15.V.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-295* (IBI14446, RB382912); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-34* (IBI15777).

Uromyces niteroyensis Rangel, Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 18: 160. 1916. **Tipo**: sobre *Setaria* sp., Cubango, Niteroi, Rio de Janeiro, **Brasil**, *Rangel 1172*. **(?/?→IIpe/III)**.

= *Uromyces puttemansii* Rangel, Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 18: 159. 1916. Lectotipo: sobre *Setaria aspera* Link, Paquetá, Niteroi, Rio de Janeiro, **Brasil**, VI.1914, *Rangel 1211*. Segundo Ramachar & Cummins (1963) o Tipo é incerto. Rangel listou duas coleções, ambas de Paquetá, Rio de Janeiro, **Brasil**, VI.1914, uma sobre *Setaria aspera* Link (como "*Setaria apserifoliae*" - *Rangel 1211*) e outra sobre *Melinis minutiflora* P. Beauv. (como "*Panici mellinis*" - *Rangel 1212*). Sabe-se somente agora que a ferrugem sobre *Melinis minutiflora* no Brasil pertence à espécie *Uromyces setariae-italicae*. Lectotipo aqui designado.

= *Uromyces sepultus* Mains, Carnegie Inst. Washington Publ. 461: 99. 1935. Tipo: sobre *Setaria tenax* (Rich.) Desv., **México**, s.loc., s.d., *Swallen 2440*.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Luis Antonio, sobre Poaceae - *Setaria* sp., 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-539* (IBI14688, RB382922).

Uromyces oblectaneus H. S. Jacks. & Holw., *in* Jackson, Mycologia 18: 146. 1926. **Tipo**: sobre *Rhynchospora exaltata* Kunth, Sivestre, Rio de Janeiro, **Brasil**, 16.IX.1921, *Holway 1113*. **(?/?→IIpe/III)**.

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Cyperaceae - *Rhynchospora* sp., 2.VII.1976, II/III, *J. F. Hennen 76-331* (IBI12530); 14.XI.1979, II/III, *M. B. Figueiredo & J. F. Hennen 79-358* (IBI13829, RB382903); 9.VI.1982, II/III, *J. F. Hennen & M. B. Figueiredo 82-125* (IBI14086-119); 10.VI.1983, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-388* (IBI14539); 29.X.1983, II/III, *J. F. Hennen et al. 83-657* (IBI14806); 24.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-897* (IBI15044); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-153* (IBI15223); 26.V.1988, II, *J. F. Hennen 88-33* (IBI16143); Luis Antonio, 8.VI.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-536*

(IBI14685); 29.V.1988, II/III, *J. F. Hennen 88-90* (IBI16196, RB383033); Moji-Guaçu, 19.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-169* (IBI15239).

Uromyces scleriae Henn., Hedwigia Beiblatt 38: 67. 1899. **Tipo:** sobre *Scleria* sp., (?Tijuca) Mauá, Rio de Janeiro, **Brasil**, 06.IV.1897, *Ule-2477*. **(?/?↽IIpe/III).**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Cyperaceae - *Scleria* sp., 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-36* (IBI15779) - indet.: Moji-Guaçu, 6.VII.1988, II/III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-444* (IBI16554).

Uromyces setariae-italicae Yoshino, Bot. Mag. Tokyo 20: 247. 1906. Neotipo: sobre *Setaria italica* (L.) Beauv., Kumamoto, Pref. Kumamoto, **Japão**, 20.X.1906 (Neotipo designado por Ramachar & Cummins, 1963). **(?/?↽IIpe/III).**

= *Uromyces leptodermus* Syd. & P. Syd. *in* Sydow & Butler, Ann. Mycol. 4: 430. 1906. Tipo: sobre *Panicum javanicum* Poir., Dehra Dun, **India**, 22.IX.1905, *Butler 597*. Este nome foi publicado em 31.X.1906, dez dias depois de *Uromyces setariae-italicae* Yoshino.

Anamorfos

Uredo setariae-italicae Dietel, Bot. Jahrb. 32: 632. 1903. Lectotipo: sobre *Setaria italica* (L.) Beauv. subvar. *germanica* F.T. Hubb., Tokio, Japão, 3.X.1901, *S. Kusano -338*. Lectotipo aqui designado.

= *Puccinia panicola* Arthur, Bull. Torrey Bot. Club 34: 586. 1907. Tipo: sobre *Panicum molle* Sw., Santiago de Las Vegas, **Cuba**, 01.III.1901, *Baker s.n.* Baseado nos uredínios.

= *Uredo panici* Henn., Hedwigia 43: 165. 1904. Tipo: sobre *Panicum* sp., Juruá Mirim, Rio Juruá, **Brasil**, IX.1901, *Ule 3077*. (Não *U. panici* Arthur, 1902).

≡ *Uredo henningsii* Sacc. & D. Sacc., Syll. Fungorum 17: 456. 1905. *Nom. nov.* para *Uredo panici* P. Hennings.

= *Uredo isachnes* Syd. & P. Syd., *in* Sydow, H. & P. and E. J. Butler, Ann. Mycol. 4: 444. 1906. Tipo: sobre *Panicum isachne* Roth *ex* Roem. & Schult., Poona, **India**, 25.X.1905, *E. J. Butler 596*.

= *Uredo panici-prostrati* Syd. & P. Syd., *in* H. Sydow, P. Sydow & E. J. Butler, Ann. Mycol. 4:44. 1906. Tipo: sobre *Panicum prostratum* Lam., Nilgiri Hills, **India**, XII.1910, *E. J. Butler 593*.

= *Uredo eriochloae* Syd. & P. Syd., *in* Sydow, H. &P. & E. J. Butler, Ann. Mycol. 4: 444. 1906. Tipo: sobre *Eriochloa polystachya* Kunth, Saran, Burhaga, **India**, 17.XI.1903, *E. J. Butler-586*.

= *Uredo panici-maximi* Rangel, Arch. Museu Nac. Rio de Janeiro 18: 160. 1916. Tipo: sobre *Panicum maximum* Jacq., Niterói, Rio de Janeiro, **Brasil**, VI.1915, *Rangel 749*.

= *Uredo panici-villosi* Petch, An. Roy. Bot. Gard. Peradeniya 7: 295. 1922, Tipo: sobre *Brachiaria villosa* (Lam.) A. Camus, Hakgala, **Ceilão (Sri Lanka)**, IV.1919, *Petch 5977*.

= *Uredo melinidis* Kern, Mycologia 30: 550. 1938. Tipo: sobre *Melinis minutiflora* P. Beauv., **Venezuela**, s.loc., s.d., s.col.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae - *Melinis minutiflora* P. Beauv., 9.IV.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-141* (IBI14293); 14.V.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-266* (IBI14418); 16.X.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-610* (IBI14759); 14.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-20* (IBI15087); 17.III.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-310* (IBI15381) - *Panicum maximum* Jacq.: Moji-Mirim, 24.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-464* (IBI14613); 30.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-704* (IBI14853); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-830* (IBI14977); 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-831* (IBI14978); 23.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-886* (IBI15033); 16.I.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-52* (IBI15119); 18.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-134* (IBI15204); 23.III.1986, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 86-37* (IBI15780); 26.V.1988, *J. F. Hennen 88-40* (IBI16150); Luis Antonio, 8.VII.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-540* (IBI14689); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-676* (IBI14825); 31.X.1983, II, *J. F. Hennen et al. 83-685* (IBI14834); 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-190* (IBI15260).

Uromyces transversalis G. Winter, como "(Thümen) Winter", Flora 62: 264. 1884. **Tipo:** sobre *Tritonia securigera* (Ait.) Ker Gawl., Iridaceae, Somerset-East, Cape of Good Hope, **África do Sul**, VII.1876, *MacOwan s.n.* Provavelmente a mesma coleção que do tipo de *Uredo transversalis* Thüm. **(?/?,IIpe/III).**

Anamorfo

Uredo transversalis Thüm., Flora: 570. 1876. Tipo: sobre *Tritonia securigera* (Ait.) Ker Gawl., Iridaceae, Somerset-East, Cape of Good Hope, **África do Sul**, VII.1876, *MacOwan 1254*.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Iridaceae - *Gladiolus* sp., 7.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-834* (IBI14981); 9.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-866* (IBI15013, RB382939); 23.XII.1983, II, *J. F. Hennen & M. M.Hennen 83-888* (IBI15035); 29.I.1984, II, *J. F.Hennen et al. 84-104* (IBI15171); 30.VII.1988, II, *J. F.Hennen & R. M. López-Franco 88-689* (IBI16796); 7.II.1990, II, *J. F. Hennen et al. 90-169* (IBI17211).

Uromyces viegasii R. Almeida, Fitopat. Bras. 2: 55-56. 1977. **Tipo**: sobre *Bauhinia forficata* Link, Leguminosae, São José do Rio Pardo, São Paulo, **Brasil**, s.d., *A. S. Costa s.n.* **(0/-,-/III)**.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Guaçu, sobre Leguminosae - *Bauhinia* sp.: 11.XII.1977, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 77-382* (IBI13375); 15.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-40* (IBI15107); 19.II.1984, 0/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-161* (IBI15231); 18.III.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-337* (IBI15408, RB383018); 5.VII.1988, 0/III, *R. M. Lopez-Franco & A.A. Carvalho Jr. 88-416* (IBI16526); 7.VII.1988, 0/III, *R. M. Lopez-Franco 88-465* (IBI16575); 8.VII.1988, 0/III, *R. M. Lopez-Franco & A. A. Carvalho Jr. 88-471* (IBI16581); Moji-Mirim, 26.I.1982, III, *E. Pimpinato 82-10* (IBI14086-05); 29.X.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-641* (IBI14790); 7.XII.1983, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-835* (IBI14982); 14.I.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-23* (IBI15090); 18.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-139* (IBI15209, RB382947); 18.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-139a* (IBI15209a); Luis Antonio, 8.VII.1983, III, *J. F. Hennen et al. 83-547* (IBI14696); 21.II.1984, III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-200* (IBI15270).

***Uromyces* sp. 1**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Amaranthaceae - *Iresine* sp., 23.XII.1983, II/III, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 83-883* (IBI15030, RB382942).

***Uromyces* sp. 2**
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Moji-Mirim, sobre Poaceae indet.: 25.VI.1983, II, *J. F. Hennen 83-479* (IBI14628).

Ypsilospora tucumanensis Hernández. & J.F. Hennen, Mycologia 95(4): 751. 2003. **Tipo**: sobre *Inga edulis* Mart., San Miguel de Tucumán (Quinta Agronômica), Tucumán, **Argentina**, 6.IV.1994, *J. F. Hennen, M. M. Hennen & J. R. Hernandez 94-96*. **(?/Ipe,IIpe/III)**.

Anamorfo

Uredo ingae Henn., Hedwigia Beiblatt 38: 69. 1899. Tipo: sobre *Inga* sp. Blumenau, Santa Catarina, **Brasil**, s.d., *Ule 1591*.

≡ *Ravenelia ingae* (Henn.) Arthur, N. Am. Fl. 7: 132. 1907. Telios não descritos.

≡ *Haploravenelia ingae* (Arthur) Syd., Ann. Mycol. 19: 165. 1921.

= *Uromyces pulverulentus* Speg., Rev. Argent. Bot. 1: 143-144. 1925. Tipo: sobre *Inga* sp., Ilha Martin Garcia, **Argentina**, 23.XI.1923, *Spegazzini s.n.* Telios não descritos.
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO, Luis Antonio, sobre Leguminosae - *Inga* sp., 20.II.1984, II, *J. F. Hennen & M. M. Hennen 84-186* (IBI15256, RB382950); Moji-Guaçu, 18.VI.1988, II, *J. F. Hennen & Y. Ono 88-337* (IBI16446, RB383040).

Tabela 1 – Índice de hospedeiros e respectivas espécies de Uredinales de áreas de cerrados do estado de São Paulo

Hospedeiro	Espécie de Uredinales
Pteridophyta	
Polypodiaceae	
Cyclosorus dentatus	*Desmella aneimiae*
Polypodium lasiopus	*Desmella aneimiae*
Polypodium sp.	*Desmella aneimiae*
Thelypteridaceae	
Thelypteris sp.	*Desmella aneimiae*

Hospedeiro	Espécie de Uredinales
Schizaeaceae	
Lygodium sp.	*Puccinia lygodii*
Magnoliophyta	
Amaranthaceae	
Alternanthera brasiliana	*Puccinia mogiphanis*
Alternanthera sp.	*Puccinia mogiphanis*
Iresine sp.	*Uromyces* sp. 1
Amarylidaceae	
Hypoxis sp.	*Uredo hypoxidis*
Anacardiaceae	
Astronium sp.	*Kimuromyces cerradensis*
Annonaceae	
Duguetia furfuracea	*Dietelia duguetia*
Duguetia sp.	*Aecidium duguetiae*
Duguetia sp.	*Dietelia duguetia*
Xylopia aromatica	*Dasyspora gregaria*
Xylopia aromatica	*Aecidium xylopiae*
Xylopia sp.	*Aecidium xylopiae*
Apocynaceae	
Asclepias curassavica	*Uromyces asclepiadis*
Condilocarpon rauwolfiae	*Malupa condylocarpi*
Echites sp.	*Crossopsora angustata*
Plumeria sp.	*Coleosporium plumeriae*
Tabernaemontana amygdalifolia	*Aecidium ochraceum*
indeterminada	*Crossopsora angustata*
indeterminada	*Hemileia* sp.
Asteraceae	
Acanthospermum australe	*Puccinia cnici-oleracei*
Achrocline sp.	*Puccinia achyroclines*
Baccharis dracunculifolia	*Puccinia henningsii*
Bidens sp.	*Uromyces bidenticola*
Bidens sp.	*Uromyces bidentis*
Conyza sp.	*Puccinia cyperi*
Elephantopus angustifolius	*Coleosporium vernoniae*
Elephantopus mollis	*Coleosporium vernoniae*
Elephantopus sp.	*Coleosporium vernoniae*
Emilia sonchifolia	*Coleosporium tussilaginis*
Emilia sonchifolia	*Puccinia cnici-oleracei*
Eupatorium sp.	*Puccinia eupatorii*
Eupatorium sp.	*Cionothrix praelonga*
Gnaphalium sp.	*Puccinia gnaphaliicola*
Mikania sp.	*Puccinia spegazzini*
Piptocarpha rotundifolia	*Aecidium* sp. 1
Piptocarpha sp.	*Puccinia seorsa*
Porophyllum ruderale	*Puccinia porophylli*
Porophyllum sp.	*Puccinia porophylli*
Vernonia sp.	*Puccinia neorotundata*
indeterminada	*Puccinia holwayula*
Bignoniaceae	
Arrabidaea chica	*Phragmidiella paulista*
Arrabidaea sp.	*Phragmidiella paulista*

Hospedeiro	Espécie de Uredinales
Jacaranda caroba	*Aecidium jacarandae*
Jacaranda puberula	*Aecidium jacarandae*
Jacaranda rufa	*Aecidium jacarandae*
Jacaranda sp.	*Aecidium jacarandae*
Jacaranda sp.	*Aecidium circinatum*
Memora peregrina	*Porotenus memorae*
Memora sp.	*Porotenus memorae*
Memora sp.	*Porotenus concavus*
Pleonotoma sp.	*Prospodium anomalum*
Pleonotoma tetraquetra	*Prospodium anomalum*
Pyrostegia ignea	*Prospodium impolitum*
Pyrostegia sp.	*Prospodium impolitum*
Pyrostegia venusta	*Prospodium impolitum*
Stizophyllum sp.	*Prospodium stizophylli*
Tabebuia ochracea	*Prospodium* sp.
Tabebuia ochracea	*Prospodium tecomicola*
Tabebuia serratifolia	*Prospodium tecomicola*
Tecoma sp.	*Prospodium appendiculatum* var. *appendiculatum*
Tecoma stans	*Prospodium appendiculatum* var. *appendiculatum*
Boraginaceae	
Cordia sp.	*Puccinia cordiae*
Burseraceae	
Protium sp.	*Puccinia* sp. 1
Cannaceae	
Canna sp.	*Puccinia thaliae*
Caryocaraceae	
Caryocar brasiliense	*Cerotelium giacometii*
Caryocar sp.	*Cerotelium giacometii*
Chrysobalanaceae	
Couepia grandiflora	*Leptinia paliformis*
Couepia sp.	*Leptinia paliformis*
Convolvulaceae	
Ipomoea cairica	*Coleosporium ipomoeae*
Ipomoea nil	*Coleosporium ipomoeae*
Ipomoea sp.	*Puccinia crassipes*
Cyperaceae	
Carex sp.	*Puccinia dioicae*
Cyperus sp.	*Puccinia cyperi*
Cyperus sp.	*Puccinia flavo-virens*
indeterminada	*Uromyces scleriae*
Rhynchospora sp.	*Uromyces oblectaneus*
Scleria sp.	*Puccinia scleriae*
Scleria sp.	*Uromyces scleriae*
Ebenaceae	
Diospyros híspida	*Aecidium calosporum*
Diospyros sp.	*Aecidium calosporum*
Erythroxylaceae	
Erythroxylon pelleterianum	*Phakopsora coca*
Erythroxylon sp.	*Phakopsora coca*
Erythroxylon suberosum	*Maravalia erythroxyli*

Hospedeiro	Espécie de Uredinales
Euphobiaceae	
Alchornea iricurana	*Olivea capituliformis*
Alchornea sp.	*Olivea capituliformis*
Croton sp.	*Phakopsora pavida*
Euphorbia heterophylla	*Melampsora euphorbiae*
Euphorbia sp.	*Melampsora euphorbiae*
Euphorbia sp.	*Uromyces euphorbiae*
Pera glabrata	*Maravalia* sp.
Geraniaceae	
Pelargonium sp.	*Puccinia pelargonii-zonalis*
Hippocrataceae	
Hippocratea volubilis	*Botryorhiza hippocrateae*
Iridaceae	
Gladiolus sp.	*Uromyces transversalis*
Labiatae	
Hyptis dubia	*Puccinia hyptidis-mutabilis*
Hyptis sp.	*Puccinia insititia*
Leonotis nepetifolia	*Puccinia leonotidicola*
Marsypianthes chamaedrys	*Puccinia hyptidis-mutabilis*
indeterminada	*Puccinia hyptidis-mutabilis*
Leguminosae	
Anadenanthera falcata	*Ravenelia cebil*
Anadenanthera peregrina	*Ravenelia cebil*
Anadenanthera peregrina var. *falcata*	*Ravenelia cebil*
Anadenanthera sp.	*Ravenelia cebil*
Bauhinia holophylla	*Uromyces bauhiniae*
Bauhinia sp.	*Uromyces bauhiniae*
Bauhinia sp.	*Uromyces floralis*
Bauhinia sp.	*Uromyces viegasii*
Caesalpinia sp.	*Ravenelia cohniana*
Cajanus cajan	*Uredo cajani*
Cassia silvestris	*Ravenelia densifera*
Cassia sp.	*Ravenelia densifera*
Cassia sp.	*Ravenelia macrocarpa*
Clitoria sp.	*Uromyces neurocarpi*
Copaifera langsdorffii	*Diorchidium copaifera*
Copaifera sp.	*Diorchidium copaifera*
Desmodium sp.	*Uromyces castaneus*
Desmodium sp.	*Phakopsora meibomiae*
Dipterix alata	*Uredo* sp. 1
Hymenaea sp.	*Crossopsora hymenaeae*
Inga sp.	*Chaconia ingae*
Inga sp.	*Ypsilospora tucumanensis*
Machaerium sp.	*Soratea* sp. 1
Neonotonia wightii	*Phakopsora meibomiae*
Phaseolus sp.	*Uromyces appendiculatus*
Piptadaenia sp.	*Ravenelia cebil*
Plathymenia reticulata	*Ravenelia geminipora*
Platypodium elegans	*Soratea* sp. 2
Platypodium sp.	*Soratea* sp. 2
Stryphnodendron adstringens	*Chaconia brasiliensis*

Hospedeiro	Espécie de Uredinales
Stryphnodendron barbatiman	*Chaconia brasiliensis*
Stryphnodendron sp.	*Chaconia brasiliensis*
Liliaceae	
Smilax sp.	*Sphenospora smilacina*
Lythraceae	
Lafoensia sp.	*Uredo lafoensiae*
Malpighiaceae	
Banisteria clausseniana	*Puccinia banisteriae*
Banisteriopsis nummifera	*Puccinia banisteriae*
Byrsonima coccolobifolia	*Aecidium vinnulum*
Byrsonima coccolobifolia	*Crossopsora byrsonimatis*
Byrsonima intermedia	*Aecidium vinnulum*
Byrsonima intermedia	*Crossopsora notata*
Byrsonima intermedia	*Crossopsora byrsonimatis*
Byrsonima sp.	*Crossopsora byrsonimatis*
Heteropterys byrsonimaefolia	*Puccinia barbatula*
Heteropterys sp.	*Puccinia heteropteridis*
Peixotoa sp.	*Puccinia inrecta*
Stigmaphyllon lalandianum	*Puccinia* sp. 2
indeterminada	*Crossopsora* sp.
indeterminada	*Puccinia* sp. 3
indeterminada	*Puccinia sanguinolenta*
Malvaceae	
Malvastrum coromandelianum	*Puccinia heterospora*
Pavonia hexaphylla	*Catenulopsora praelonga*
Sida cordifolia	*Puccinia heterospora*
Sida sp.	*Puccinia heterospora*
indeterminada	*Puccinia heterospora*
Meliaceae	
Cedrela sp.	*Phakopsora cheoana*
indeterminada	*Phakopsora cheoana*
Moraceae	
Ficus sp.	*Cerotelium ficicola*
Myrtaceae	
Campomanesia cambessedeana	*Phakopsora rossmaniae*
Campomanesia sp.	*Phakopsora rossmaniae*
Eugenia jambos	*Puccinia psidii*
Psidium guajava	*Puccinia psidii*
Psidium sp.	*Puccinia psidii*
Syzygium jambos	*Puccinia psidii*
indeterminada	*Puccinia psidii*
indeterminada	*Uredo seclusa*
Orchidaceae	
Catasetum sp.	*Sphenospora kevorkianii*
Oxalidaceae	
Oxalis sp.	*Puccinia oxalidis*
Palmae	
Attalea sp.	*Cerradoa palmae*
indeterminada	*Cerradoa palmae*
Poaceae	
Bambusa sp.	*Kweilingia divina*

Hospedeiro	Espécie de Uredinales
Bambusa vulgaris	*Kweilingia divina*
Digitaria sp.	*Puccinia oahuensis*
Digitaria sp.	*Puccinia* sp. 6
Ichnanthus axillaris	*Puccinia inclita*
Ichnanthus sp.	*Puccinia inclita*
Lasiacis sp.	*Uromyces costaricensis*
Melinis minutiflora	*Uromyces setariae-italicae*
Olyra sp.	*Puccinia obliquo-septata*
Panicum maximum	*Uromyces setariae-italicae*
Panicum sellowii	*Puccinia puttemansii*
Panicum sp.	*Puccinia substriata*
Panicum sp.	*Puccinia puttemansii*
Paspalum sp.	*Puccinia substriata*
Paspalum sp.	*Phakopsora compressa*
Paspalum sp.	*Phakopsora* sp. 2
Paspalum sp.	*Puccinia* sp. 5
Paspalum sp.	*Uredo* sp. 2
Rhynchelytrum repens	*Puccinia levis var. tricholaenae*
Rhynchelytrum roseum	*Puccinia lcvis var. tricholaenae*
Setaria sp.	*Uromyces niteroyensis*
indeterminada	*Puccinia esclavensis*
indeterminada	*Uromyces* sp. 2
indeterminada	*Uromyces costaricensis*
Rhamnaceae	
Colubrina rufa	*Phakopsora colubrinae*
Gouania sp.	*Puccinia gouaniae*
Gouania sp.	*Puccinia invaginata*
Hovenia dulcis	*Phakopsora colubrinae*
Rosaceae	
Prunus persica	*Tranzschelia discolor*
Prunus sp.	*Tranzschelia discolor*
Rubus sp.	*Kuehneola loeseneriana*
Rubiaceae	
Alibertia edulis	*Puccinia farameae*
Alibertia sp.	*Puccinia faramcae*
Alibertia sp.	*Phakopsora* sp. 1
Diodia sp.	*Puccinia lateritia*
Diodia teres	*Puccinia lateritia*
Palicourea coriacea	*Puccinia palicoureae*
Palicourea rigida	*Puccinia palicoureac*
Palicourea sp.	*Puccinia palicoureae*
Psychotria sp.	*Puccinia palicoureae*
Randia sp.	*Cerotelium figueiredae*
Tocoyena sp.	*Accidium* sp. 2
Tocoyena sp.	*Phakopsora tocoyenae*
indeterminada	*Puccinia* sp. 4
Rutaceae	
Xanthoxylum sp.	*Aecidium xanthoxylinum*
Salicaceae	
Salix babylonica	*Melampsora epitca*

Hospedeiro	Espécie de Uredinales
Sapindaceae	
Cardiospermum sp.	*Puccinia arechavaletae*
indeterminada	*Puccinia arechavaletae*
Sapotaceae	
Pouteria torta	*Catenulopsora henneneae*
Pouteria sp.	*Catenulopsora henneneae*
Solanaceae	
Capsicum sp.	*Puccinia pampeana*
Cestrum sp.	*Uromyces cestri*
Tiliaceae	
Triunfetta sp.	*Pucciniosira pallidula*
Verbenaceae	
Lantana camara	*Prospodium tuberculatum*
Lantana triplinervea	*Prospodium tuberculatum*
Lantana sp.	*Prospodium tuberculatum*
Lantana sp.	*Puccinia lantanae*
Lippia urticoides	*Prospodium paraguayense*
Vitex montevidensis	*Olivea* sp.
Vochysiaceae	
Qualea sp.	*Aplopsora hennenii*

Agradecimentos

Ao Instituto Florestal de São Paulo pela viabilização das coletas e ao CNPq, FAPESP, FAPERJ e NSF pelo apoio financeiro

Referência Bibliográficas

Agarez, F. V.; Rizzini, C. M. & Pereira, C. 1994. Botânica: taxonomia, morfologia e reprodução dos angiospermae: chaves para determinação de famílias. 2ª ed. Âmbito Cultural, Rio de Janeiro, 256p.

Arthur, J. C. 1907. Coleosporiaceae. North American Flora 7: 85-95.

______. 1912. Aecidiaceae. North American Flora 7: 161-268.

______. 1918a. Uredinales of Guatemala based on collections by E. W. D. Holway. I. Introduction, Coleosporiaceae and Uredinaceae. American Journal of Botany 5: 325-336.

______. 1918b. Uredinales of the Andes, based on collections by Dr. ans Mrs. Rose. Botanical gazette 65: 460-474.

______. 1918c. Uredinales of Costa Rica based on collections by E.W.D. Holway. Mycologia 10: 111-154.

______. 1921. (Uredinales) Aecidiaceae (cont.). North American Flora 7: 405-480.

______. 1922. (Uredinales) Aecidiaceae (cont.). North American Flora 7: 481-540.

______. 1929. The Plant Rust (Uredinales). John Willey & Sons. Inc., New York, 446p.

______. 1962. Manual of the rusts in United States and Canada. H.P.C., New York, 438p.

Bicudo, C. E. M. & Menezes, M. A. (orgs.). 1996. Biodiversity in Brazil: a first approach. 1ª ed. v.1. Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, São Paulo, 326p.

Buriticá, P. C. & Hennen, J. F. 1980. Pucciniosireae (Uredinales, Pucciniaceae). Flora Neotropica 24: 1-50.

Carvalho Jr., A. A. 2001. Micota Uredinológica da reserval Florestal "Armando de Salles Oliveira" (São Paulo, Brasil). Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 264p.

______; Figueiredo, M. B.; Furtado, E. L. & Hennen, J. F. 2002a. Micota Uredinológica da Reserva Florestal "Armando de Salles Oliveira", São Paulo, Brasil: sobre Amaranthaceae, Asclepiadaceae, Bignoniaceae e Boraginaceae. Hoehnea 29: 19-30.

______. 2002b. Uredinales sobre Asteraceae da Reserva Florestal "Armando de Salles Oliveira", São Paulo, Brasil. Hoehnea 29: 57-64.

______. 2004a. Uredinales sobre Poaceae da Reserva Florestal "Armando de Salles Oliveira", São Paulo, Brasil. Hoehnea 31: 313-320.

______; Hennen, J. F. & Figueiredo, M. B. 2004b. Catálogo de fungos causadores dc ferrugens (Uredinales) do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo, SP. Hoehnea 31: 51-60.

______; Figueiredo, M. B.; Furtado, E. L. & Hennen, J. F. 2006. Uredinales sobre Convolvulaceae, Cucurbitaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Malvaceae, Marantaceae e Moraceae da Reserva Florestal "Armando de Salles Oliveira", São Paulo, SP, Brasil. Hoehnea 33: 317-329.

______. 2007. Uredinales sobre Blechnaceae, Thelypteridaceae, Schizaeaceae, Myrtaceae, Oxalidaceae, Rhamnaceae, Rubiaceae, Sapindaceae, Smilacaceae e Vitaceae da Reserva Florestal "Armando de Salles Oliveira", São Paulo, SP, Brasil. Hoehnea 34: 481-492.

Castro, A. A. J. F.; Tamashiro, J. Y. & Shepherd, G. J. 1999. How is the flora of Brazilian cerrados? Annals of the Missouri Botanical Garden.. 86: 192-224.

Cummins, G. B. 1978. Rust fungi on legumes and composites in North America. University of Arizona Press, Tucson, 424p.

______ & Hiratsuka, Y. 2003. Illustrated genera rust fungi. 3rd ed. A.P.S., St. Paul, 225p.

______ & Stevenson, J. A. 1956. A check list of North American rust fungi (Uredinales), U. S. D. A. Plant Disease Reporter 240(supl.): 109-193.

Farr, M. L. 1973. An annotated list of Spegazzini's fungus taxa. Verlag von Cramer (Bibliotheca mycologica herausgegeben von J. Cramer Band 35,1 and 35,2). Vol. 1., Pp. 1-823. Vol. 2. Pp. 824-1661.

Fidalgo, O. & Bononi, V. L. R. 1989. Técnicas de coleta, preservação e herborização de material botânico. Instituto de Botânica, São Paulo, 62p. (Série documentos)

Greuter, W.; McNeill, J.; Barrie, F. R.; Burdet, H. M.; Demoulin, V.; Filgueiras, T. S.; Nicolson, D. H.; Silva, P. C.; Skog, J. E.; Trehane, P.; Turland, N. J. & Hawksworth, D. L. 2000. International Code of Botanical Nomenclature (Saint Louis Code). Regnum Vegetabile 138. 1-474.

Guimarães, J. L. 1999. Sistemática vegetal. 3ª ed. rev. Imprensa Universitária, Seropédica, 144p.

Hennen, J. F.; Hennen, M. M. & Figueiredo, M. B. 1982. Índice das Ferrugens (Uredinales) do Brasil. Arquivos do Instituto Biológico 49: 1-201.

______; Figueiredo, M. B.; Carvalho Júnior, A. A. & Hennen, P. G. 2005. Catalogue of species of plant rust fungi (Uredinales) of Brazil. Disponível: http://www.jbrj.gov.br/ em publicações/publicações gerais. Consultado em 1 de novembro de 2006.

Hennings, P. 1902a. Fungi S. Paulensis I a cl. Puttemans collecti. Hedwigia, 41: 104-118.

______. 1902b. Fungi S. Paulensis II a cl. Puttemans collecti. Hedwigia, 41: 295-311.

______.1904. Fungi S. Paulensis III a cl. Puttemans collecti. Hedwigia, 43: 197-209.

______. 1908. Fungi S. Paulensis IV a cl. Puttemans collecti. Hedwigia, 48: 1-20.

Hylander, N.; Joerstad, I. & Nannfeldt, J. A. 1953. Enumeratio Uredinearum Scandinavicarum. Opera Botanica 1: 1-102.

Jackson, H. S. 1926. The Rusts of South America Based on the Holway Collections I. Mycologia 24: 141-162.

______. 1927. The Rusts of South America Based on the Holway Collections II. Mycologia 19: 51-65.

______. 1931a. The Rusts of South America Based on the Holway Collections III. Mycologia 23: 96-116.

______. 1931b. The Rusts of South America Based on the Holway Collections IV. Mycologia 23: 332-364.

______. 1931c. The Rusts of South America Based on the Holway Collections V. Mycologia 23: 463-503.

______. 1932. The Rusts of South America Based on the Holway Collections VI. Mycologia 24: 62-186.

Joerstad, I. 1958. Uredinales of the Canary Islands. Skrifter Utgitt av det Norske Videnskaps-Akademi i Oslo. Matematisk-Naturvidenskapelig Klasse nº2, 182p.

Joly, A. B. 1977. Botânica: Introdução à taxonomia vegetal. 4ª ed. Cia. Editora Nacional, São Paulo, 777p.

Kaneko, S. 1981. The species of *Coleosporium*, the cause of pine needle rusts, in the Japanese Archipelago. Reports of the Tottori Mycological Institute 19: 1-159.

Kramer, K. U. & Green, P. S. 1990. Pteridophytes and Gymnosperms. *In*: Kubitzki, K. (ed.). The families and genera of vascular plants. v 1. Springer-Verlag, Berlin. Pp.1-444.

Lindquist, J. C. 1982. Royas de la Republica Argentina y Zonas Limitrofes. Secretaria de Agricultura y Ganaderia de la Nacion, Instituto Nacional de Technologia Agropecuaria (INTA), Buenos Aires, 574p.

Mayor, E. 1913. Contribution à l'edude des Urédinées de Colombie. Mémoires de la Société des Sciences Naturelles de Neuchatel 5: 442-599.

Ramachar, P. & Cummins, G. B. 1963. The species of *Uromyces* on the tribe Paniceae. Mycopathologia et Mycologia Applicata 19: 49-61.

______. 1965. The species of *Puccinia* on the Paniceae. Mycopathologia et Mycologia Applicata 25: 7-60.

Savile, D. B. O. 1971. Methods and aims study of the rust fungi. Journal of Indian Botanical Society 50: 41-51.

Spegazzini, C. 1889. Fungi Puiggariani pugilus, 1. Boletin de la Academia Nacional de Ciencias, 11: 381-622.

______. 1925. Uredineas nuevas o criticas. Revista Argentina de Botanica 1: 93-145.

Systematics Association Committee for Descriptive Biological Terminology. 1962. Terminology of simple symmetrical plane shapes (Chart 1). Taxon 11: 145-184.

Toledo Filho, D. V.; Leitão Filho, H. F. & Shepherd, G. J. 1989. Estrutura fitossociologica da vegetação de cerrado em Moji-Mirim (SP). Revista do Instituto Florestal, São Paulo, 1: 1-12.

Viegas, A. P. 1943. Alguns fungos do cerrado. Bragantia 3: 49-72.

______ 1945. Alguns fungos do Brasil IV – Uredinales. Bragantia 4: 1-144.

Wilson, M. & Henderson, D. M. 1966. British Rust Fungi. Cambridge University Press, 384p.

Myrtaceae dos campos de altitude do Parque Nacional do Caparaó – Espírito Santo/Minas Gerais, Brasil

Fiorella Fernanda Mazine[1, 2] & *Vinicius Castro Souza*[1]

Resumo

(Myrtaceae dos campos de altitude do Parque Nacional do Caparaó – Espírito Santo/Minas Gerais, Brasil) O presente trabalho visa a identificação e caracterização das espécies de Myrtaceae ocorrentes nos campos de altitude do Parque Nacional do Caparaó, localizado na divisa dos estados de Minas Gerais e Espírito Santo, sendo sua vegetação formada por florestas e campos de altitude. Apresenta em geral altitudes em torno de 2.000 m, sendo seu ponto culminante o Pico da Bandeira, com 2.890 metros, representando o ponto de maior altitude da Região Sudeste. Myrtaceae está representada na área por 10 espécies, pertencentes a seis gêneros: *Blepharocalyx salicifolius*, *Gomidesia affinis*, *Gomidesia clausseniana*, *Marlierea angustifolia*, *Myrceugenia alpigena*, *Myrceugenia ovata*, *Myrcia obovata*, *Myrcia subcordata*, *Myrcia venulosa* e *Pimenta pseudocaryophyllus*.

Palavras-chave: *Blepharocalyx*, *Gomidesia*, *Marlierea*, *Myrceugenia*, *Myrcia*, *Pimenta*, Pico da Bandeira.

Abstract

(Myrtaceae of the Highlands of Parque Nacional do Caparaó – Espírito Santo/Minas Gerais, Brazil) This work aims identify and characterize species of Myrtaceae occurring in the highlands of the Parque Nacional do Caparaó, between Minas Gerais and Espírito Santo states. The vegetation in the area comprises forests and 'campos de altitude', occurring at around 2000 m, and the highest peak is the Pico da Bandeira, the highest point in the Southeastern region, with 2890 m. Myrtaceae is represented in that area by six genera and a total of ten species: *Blepharocalyx salicifolius*, *Gomidesia affinis*, *Gomidesia clausseniana*, *Marlierea angustifolia*, *Myrceugenia alpigena*, *Myrceugenia ovata*, *Myrcia obovata*, *Myrcia subcordata*, *Myrcia venulosa* and *Pimenta pseudocaryophyllus*.

Key words: *Blepharocalyx*, *Gomidesia*, *Marlierea*, *Myrceugenia*, *Myrcia*, *Pimenta*, Pico da Bandeira.

Introdução

Myrtaceae constitui-se em uma família com cerca de 3.000 (Kawasaki & Holst 2004) a 5.800 (Lughadha & Snow 2000) espécies, subordinadas a cerca de 100 gêneros (Landrum & Kawasaki 1997; Kawasaki & Holst 2004), apresentando ampla distribuição pelo globo, mas preferencialmente distribuídas pelas zonas tropicais e subtropicais (Barroso *et al.* 1984; Legrand & Klein 1978). É uma das mais importantes famílias no Brasil, sendo freqüentemente uma das famílias lenhosas dominantes em diversas formações naturais, particularmente na Mata Atlântica (Barroso & Peron 1994; Leitão-Filho 1993; Reitz *et al.* 1978). No Brasil, estima-se que ocorram aproximadamente 1.000 espécies e 19 gêneros (Landrum & Kawasaki 1997).

Com o estudo iniciado para a Flora do Parque Nacional do Caparaó, Leoni (1997) citou numa listagem preliminar de fanerógamas a ocorrência de 12 espécies de Myrtaceae, incluindo espécies florestais e campestres.

O principal objetivo deste trabalho foi realizar o levantamento de Myrtaceae dos campos de altitude do Parque Nacional do Caparaó, apresentando descrições, ilustrações e chaves analíticas de identificação para as espécies ocorrentes na área de estudo, bem como análises e comentários sobre a variabilidade morfológica e taxonomia para essas espécies, contribuindo assim para o melhor conhecimento da flora do Parque Nacional do Caparaó.

Material e Métodos

Situado em uma das maiores altitudes da Região Sudeste, entre as coordenadas 20°19'–20°37'S e 41°43'–41°53'W, o Parque Nacional do Caparaó localiza-se na divisa dos estados de Minas Gerais e Espírito Santo, incluindo os municípios de Alto Caparaó, Alto Jequitibá, Divino, Espera Feliz, Manhuaçu, Presidente Soares, Lajinha

Artigo recebido em 03/2007. Aceito para publicação em 10/2007.
[1]ESALQ/USP, Herbário ESA, Av. Pádua Dias, 11, C.P. 9, 13418-900, Piracicaba, SP, Brasil.
[2]Bolsista CAPES; ffmazine@carpa.ciagri.usp.br

(MG) e Alegre, Divino de São Lourenço, Dores do Rio Preto, Iúna, Irupi, Ibitirama (ES), com aproximadamente 70% das terras do Parque concentradas no Espírito Santo. O Parque apresenta em sua maior extensão, altitudes em torno de 2.000 metros, sendo que o seu pico culminante é o da Bandeira com 2.890 metros.

Vários são os fatores ligados às condições físicas, climáticas e antrópicas que determinaram os tipos de vegetação encontrados no Parque Nacional do Caparaó. De acordo com o IBDF (1981) a região é ocupada por Floresta Estacional Semidecidual (Floresta Subcaducifólia Estacional) em Minas Gerais, Floresta Ombrófila Densa (Floresta Pluvial Tropical) na porção do Espírito Santo, havendo formação de campos nos pontos de maior altitude.

Os campos de altitude em geral surgem acima de 2.000 m, compreendendo uma flora característica e diversificada, incluindo muitas espécies endêmicas (Leoni & Souza 1999). Nos campos de altitude o estrato herbáceo é contínuo, predominando Asteraceae, Bromeliaceae, Droseraceae, Orchidaceae, Oxalidaceae, Polygalaceae e Poaceae (Leoni 1997). Arbustos esparsos são também comuns com destaque para espécies de Asteraceae, Ericaceae, Melastomataceae, Myrtaceae e Scrophulariaceae (Leoni 1997).

O levantamento das espécies de Myrtaceae ocorrentes nos campos de altitude do Parque Nacional do Caparaó foi baseado em consultas bibliográficas, consultas aos herbários em que existe maior concentração de espécimes coletados no Parque (BHCB, CESJ, ESA, GFJP, HB, R, RB), observações de campo e coletas. Os herbários são citados de acordo com Holmgren *et al.* (1990).

Na citação do *Material examinado* foram referidos todos os materiais coletados na área de estudo. Na seqüência, foram listados os provenientes de outras localidades e citados como *Material adicional selecionado.* Vale ressaltar que os materiais do Parque referidos como *Material adicional selecionado* são aqueles não coletados em campos de altitude.

A distribuição geográfica das espécies foi baseada no material examinado e complementada, quando possível, com dados de literatura.

Resultados e Discussão

Myrtaceae Juss., Gen. Pl. 322. 1789. (Caracterização morfológica da família baseada em Barroso *et al.* 1984; Cronquist 1981; Heywood 1979; Hickey & King 1988; Holst *et al.* 2003; Kawasaki 2000; Kawasaki & Holst 2004; Legrand & Klein 1978)

Plantas arbustivas ou arbóreas, com córtex que pode ou não esfoliar-se, glabras ou com indumento de tricomas simples ou dibraquiados, unicelulares, raramente escamoso. Canais oleíferos, presentes na forma de pequenos pontos translúcidos, evidentes nas folhas, flores, frutos e sementes. Folhas simples, geralmente coriáceas, inteiras, opostas ou alternas, geralmente peninérveas; nervuras laterais unidas na sua extremidade por meio de uma nervura marginal ou formando arcos. Inflorescências cimosas ou racemosas ou raramente flores solitárias. Flores comumente bibracteoladas na base, hermafroditas, actinomorfas, diclamídeas, dialipétalas, raramente com pétalas de tamanho reduzido ou abortadas; hipanto formado pela parede do receptáculo floral, que pode ser infundibuliforme, globoso, anguloso ou liso, prolongado ou não acima do ovário; sépalas (3–)4–5(–6), iguais ou desiguais entre si, imbricadas, ou cálice às vezes indiviso nos botões e rasgando irregularmente ou decíduo como uma caliptra, ou reduzido; pétalas (3–) 4–5(–6), livres, imbricadas, às vezes conniventes formando uma caliptra, ou às vezes faltando, geralmente brancas, raramente rosadas ou azuladas; androceu polistêmone, estames livres entre si, originados numa seqüência centrípeta, com filetes filiformes, livres ou parcialmente conatos, anteras bitecas, globosas, rimosas; ovário gamocarpelar, ínfero, com número variável de lóculos e óvulos; placentação geralmente axial, raramente parietal; estilete terminal, geralmente alongado, com estigma capitado, raramente séssil ou lobado; óvulos 2-muitos por lóculo. Fruto do tipo baga, cápsula loculicida, ou às vezes drupa ou noz; mesocarpo carnoso ou suculento. Sementes 1-muitas, com pouco ou comumente sem endosperma; cotilédones pequenos a grandes; hipocótilo pequeno a alongado.

Nos campos de altitude do Parque Nacional do Caparaó foram registradas 10 espécies de Myrtaceae, subordinadas a seis gêneros.

Chave para identificação dos gêneros
(Adaptada de Landrum & Kawasaki (1997) para as espécies coletadas na área de estudo)

1. Cálice quase totalmente fechado no botão rompendo-se em 4 sépalas irregulares durante a antese; fruto geralmente coroado por remanescentes do cálice .... *Marlierea*
1'. Cálice aberto no botão com 4 ou 5 lobos claramente distintos e regulares e geralmente persistentes; fruto coroado pelos lobos do cálice ou por uma cicatriz quadrangular.
  2. Cálice 4-mero.
    3. Cálice caindo na antese, deixando uma cicatriz quadrangular no fruto ... *Blepharocalyx*
    3'. Cálice persistente.
      4. Flores solitárias, geralmente duas por nó foliar, axilares, embrião mircióide .... *Myrceugenia*
      4'. Flores arranjadas em dicásios ou panículas de 3–15 flores; embrião mirtóide ... . *Pimenta*
  2'. Cálice 5-mero.
    5. Anteras com sacos polínicos de cada teca dispostos em alturas diferentes ...... *Gomidesia*
    5'. Anteras com sacos polínicos de cada teca dispostos na mesma altura .... *Myrcia*

Blepharocalyx O. Berg, Linnaea, 27: 412. 1856.

Arbustos ou árvores, tricomas simples ou simétrica a assimetricamente dibraquiados. Dicásios de 3 a 15 flores ou panícula com unidades dicasiais, raramente inflorescências unifloras. Cálice aberto ou fechado no botão, 4-mero, geralmente decíduo na antese; bractéolas decíduas; hipanto ligeiramente prolongado acima do ovário; anteras com deiscência longitudinal; ovário 2-locular, com 4–17 óvulos por lóculo, placentação axilar. Bagas globosas, coroadas por uma cicatriz quadrangular; sementes 1–15, reniformes, com testa membranácea a cartilaginosa; embrião mirtóide.

Atualmente são reconhecidas três espécies de *Blepharocalyx* (Landrum 1986), que distribuem-se do norte ao sul da América do Sul (Equador, Venezuela, Bolívia, Chile, Uruguai, Paraguai, Brasil e norte da Argentina). No Brasil, ocorrem apenas duas espécies, sendo uma amazônica e outra extra-amazônica.

1. *Blepharocalyx salicifolius* (Kunth) O. Berg, Linnaea 27: 413. 1856. Fig. 1 c-f

Arbusto ca. 1 m alt., ramos jovens densamente pubescente-tomentosos, ramos adultos esparsamente pubérulos, tricomas alvos. Folhas com pecíolo de 1–2 mm compr.; lâminas concolores, oval-lanceoladas ou elípticas, 0,9–1,7 × 3–7 mm, coriáceas, glabras a esparsamente pubescentes em ambas as faces; ápice agudo a agudo-acuminado; base aguda a arredondada; margem revoluta; nervura central sulcada a saliente na face adaxial e saliente na face abaxial; nervuras secundárias em número de 6–9 pares, salientes em ambas as faces; nervura marginal simples, a menos de 0,5 mm da margem; pontuações evidentemente salientes em ambas as faces. Dicásios, raramente flores solitárias, axilares, pedúnculo 5–10 mm compr., subglabro a densamente pubescente. Botões 2–3 mm compr., esparsa a densamente pubescentes, sendo o hipanto densamente pubescente; bractéolas ca. 1 mm compr., lineares, decíduas na antese; cálice aberto no botão; sépalas suborbiculares a triangulares, esparsa a densamente pubescentes, às vezes com margem ciliada; ovário 2-locular. Bagas globosas, 3–6 mm, glabras a esparsamente pubérulas, alaranjadas; superfície lisa.

Distribuição geográfica: segundo Landrum (1986), *B. salicifolius* ocorre no Equador, Bolívia, Brasil, Paraguai, Argentina e Uruguai. No Brasil, distribui-se desde Goiás e Minas Gerais até o Rio Grande do Sul (Landrum 1986). Dubs (1998) referiu, ainda, que a espécie ocorre no estado de Mato Grosso do Sul. No Parque, foi encontrada apenas nos campos de altitude.

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 19.XI.1988, bt., *L. Krieger et al. s.n.* (CESJ 23097, ESA); s/ município, 2.VII.1888, fr., *W. Schwacke s.n.* (R 25249); s/ município, 6.IX.1977, fl. e bt., *G. J. Shepherd et al. 5789* (R, UEC).

Blepharocalyx salicifolius é uma árvore atrativa que é freqüentemente cultivada no Brasil,

Argentina e Uruguai; as flores são agradavelmente aromáticas e as folhas são usadas medicinalmente em chás (Landrum 1986). Landrum & Kawasaki (1997) citaram que *B. salicifolius* é uma espécie extremamente variável.

Gomidesia O. Berg, Linnaea 27: 6. 1855.

Arbustos ou árvores. Cimeiras ou panículas. Cálice aberto no botão; sépalas 5, geralmente persistentes; bractéolas decíduas; hipanto pouco prolongado sobre o ovário; anteras com os sacos polínicos de cada teca dispostos em alturas diferentes, deiscência longitudinal, margens das tecas encurvadas, simulando linha de deiscência sigmóide, raramente anteras completamente 4-loculares; ovário geralmente 2-locular, com 2 óvulos por lóculo; placentação axilar. Bagas com cálice geralmente persistente; sementes 1 (–3) com testa cartilaginosa; embrião mircióide.

Legrand (1958) reconheceu 43 espécies para o gênero que se distribuem principalmente no Brasil. Algumas destas são referidas também para Argentina, Uruguai, Paraguai, Venezuela, Guianas, Porto Rico e Cuba. No Brasil, a maioria das espécies concentra-se nas Regiões Sul e Sudeste, raramente chegando até a Bahia e Alagoas.

Chave para identificação das espécies de *Gomidesia*

1. Folhas com lâmina 9–12,7 × 3–5 cm, glabras a muito esparsamente pubérulas na face adaxial e pubérulas a pubescentes na face abaxial; bagas 0,9–1,1 cm diâm., esparsamente pubescentes (densamente no ápice) .... *G. affinis*

1'. Folhas com lâmina 1–2,5 × 0,4–1,3 cm, glabras a densamente vilosas em ambas as faces; bagas 0,4–1 cm diâm., densamente tomentosas a vilosas .... *G. clausseniana*

2. *Gomidesia affinis* (Cambess.) D. Legrand, Notul. Syst. (Paris) 15: 260. 1958. Fig. 2 f

Arbustos ca. 3 m alt., ramos densamente pubescentes, indumento avermelhado. Folhas com pecíolo de 3–7 mm compr.; lâminas discolores, elíptico-oblongas, 9–12,7 × 3–5 cm, cartáceas, glabras a muito esparsamente pubérulas na face adaxial e pubérulas a pubescentes na face abaxial, tricomas avermelhados; ápice agudo e apiculado; base obtusa; margem inteira, revoluta; nervura central sulcada na face adaxial e saliente na face abaxial; nervuras secundárias em número de 8–13 pares, evidentemente impressas na face adaxial e salientes na face abaxial; nervura marginal simples, a 4–7 mm da margem; pontuações geralmente indistintas em ambas as faces, às vezes distintas e planas na face adaxial. Panículas multifloras, axilares ou subterminais; botões sésseis, 4–5 mm compr., vilosos; bractéolas oval-lanceoladas; sépalas tomentosas em ambas as faces, rotundas ou curta a largamente oval-triangulares; ovário 2-locular. Bagas globosas, 0,9–1,1 cm diâm., esparsamente pubescentes (densamente no ápice); amarelas ou vermelhas, com superfície lisa, à vezes com algumas glândulas salientes.

Distribuição geográfica: ocorre desde Minas Gerais e Rio de Janeiro até o Rio Grande do Sul (Legrand 1958; Legrand & Klein 1967). No Parque Nacional do Caparaó, o único exemplar dessa espécie foi coletado na região do "Córrego do Inácio", área predominantemente ocupada por campos de altitude.

Material examinado: BRASIL: MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 17.XII.1988, fr., *L. Krieger et al. s.n.* (CESJ 23323, ESA).

Material adicional: BRASIL: MINAS GERAIS: Poços de Caldas, 17.I.1981, fr., *S. C. Pereira 847* (UEC). PARANÁ: Teixeira Soares, 8.III.1990, fl., *J. M. Silva UEC 56858* (UEC); Paranaguá, 24.III.1993, bt. e fl., *J. M. Silva & E. Barbosa 1238* (ESA, MBM). SÃO PAULO: Campinas, 18.II.1997, bt., fl., *K. Santos 205* (UEC); 28.III.1997, bt., *K. Santos 216* (UEC).

Segundo Legrand & Klein (1967), a cor "marrom" da face abaxial das folhas, com os tricomas bem desenvolvidos e a aspereza são sem dúvida algumas das características mais evidentes desta espécie. Legrand & Klein (1967) citou ainda que as folhas de *Gomidesia affinis* são subvilosas na face abaxial. Já, as folhas do material em questão variam de pubérulas a pubescentes na face abaxial.

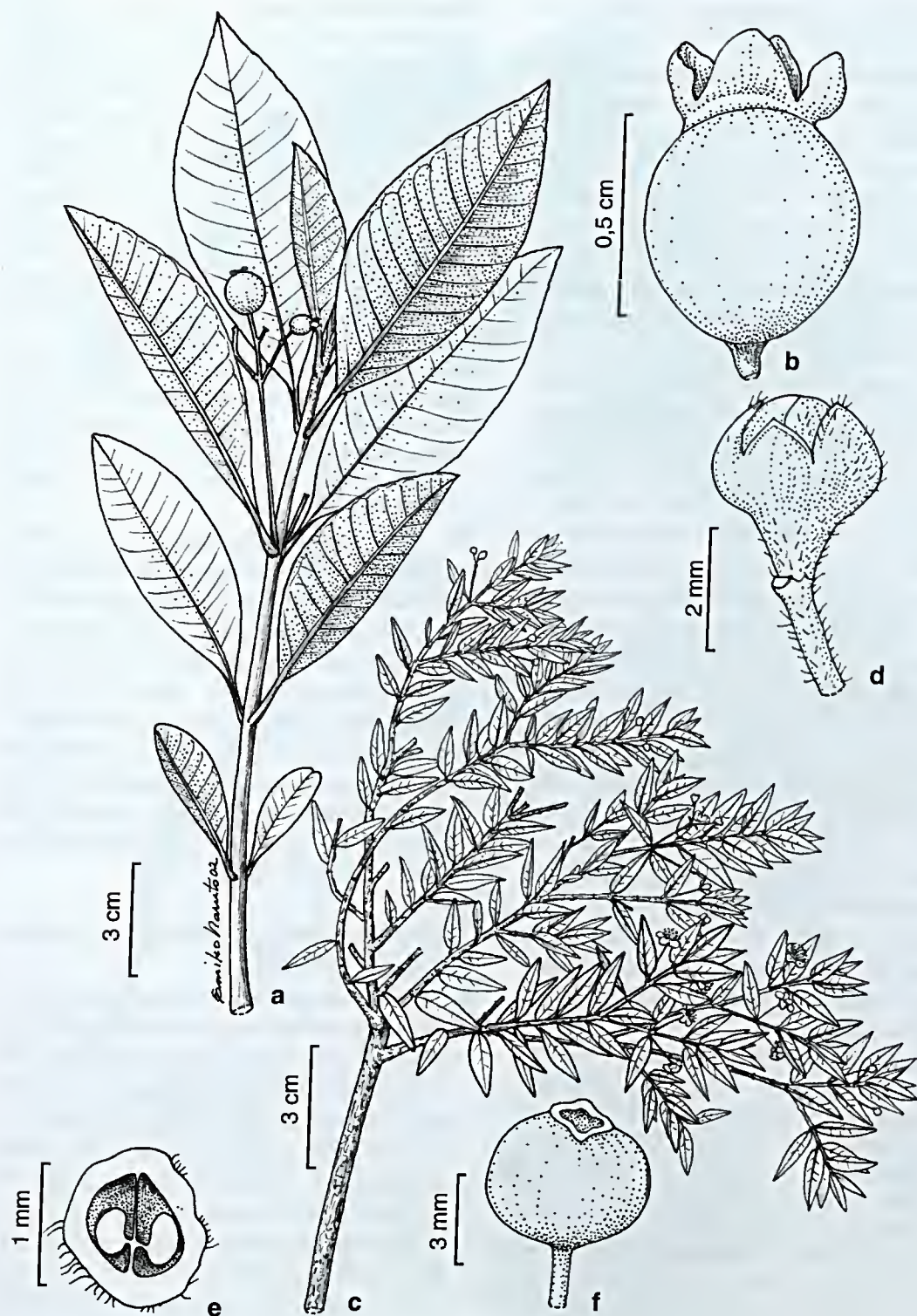



Figura 1 – a-b. *Pimenta pseudocaryophyllus* – a. ramo com frutos; b- fruto. c-f. *Blepharocalyx salicifolius* – c. ramo com flores; d. botão floral; e. ovário em corte transversal; f. fruto. (a-b *Brade 16942*; c-e *Shepherd 5789*; f *Schwacke s.n. R 25249*)

3. *Gomidesia clausseniana* O. Berg, *in* Martius, Fl. bras. 14(1): 23. 1857. Fig. 2 a-e

Arbustos 0,5–1,5 m alt., ramos pubescentes a muito densamente vilosos, indumento alvo, avermelhado ou escuro. Folhas com pecíolo de 2–3 mm compr.; lâminas discolores, elípticas a elíptico-oblongas, 1–2,5 × 0,4–1,3 cm, coriáceas, glabras a densamente vilosas em ambas as faces; ápice agudo, obtuso ou arredondado; base obtusa ou arredondada; margem fortemente revoluta; nervura central sulcada na face adaxial e saliente na face abaxial; nervuras secundárias em número de 9–13 pares, impressas na face adaxial e salientes na face abaxial; nervura marginal simples, a 0,5 mm da margem; pontuações indistintas ou planas na face adaxial e salientes na face abaxial. Cimeiras axilares, com 3 a 5 flores, pedúnculo 0,7–2,3 cm, densamente tomentoso. Botões 4–5 mm, densamente vilosos; bractéolas 2–3 mm compr., lanceoladas, decíduas; sépalas 1,5–2 mm compr, triangulares, com ápice acuminado, muito densamente pubescentes a tomentosas; ovário 2-locular. Bagas globosas, 0,4–1 cm diâm., densamente tomentosas a vilosas, tornando-se vináceas, azuis, arroxeadas, avermelhadas e negras com a maturação, lisas.

Distribuição geográfica: ocorre em Minas Gerais e Rio de Janeiro (Legrand 1958). No Parque Nacional do Caparaó, foi encontrada nos campos de altitude na trilha para o Pico da Bandeira, na região do Arrozal e em área de floresta no Vale Encantado, à beira de curso d'água. Esta é a primeira citação dessa espécie para o Espírito Santo.

Material examinado: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Iúna, Parque Nacional do Caparaó, 17.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23311* (CESJ, ESA, GFJP); 18.II.2000, fr., *V. C. Souza et al. 23334* (CESJ, ESA, GFJP); 18.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23394* (ESA); 18.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23325* (ESA, GFJP); 18.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23335* (CESJ, ESA, GFJP); 18.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23327* (ESA); 18.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23400* (CESJ, ESA, GFJP); 18.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23343* (ESA, GFJP); 18.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23329* (ESA); 18.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23379* (CESJ, ESA, GFJP). s/ município, 9.I.1999, fl., *L.S. Leoni 4094* (ESA, GFJP). MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, VI.1999, fl., *L. S. Leoni 4224* (ESA, GFJP); 2.IX.1996, fr., *V. C. Souza et al. 12150* (ESA, GFJP, ICN); 2.IX.1996, fr., *V. C. Souza et al. 12198* (ESA, GFJP, ICN); 12.II.1998, fl., *J. P. Souza et al. 2121* (ESA, GFJP, ICN); 14.X.1998, fl., *L. S. Leoni 4043* (ESA, GFJP); 20.X.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 215* (ESA); XI.1999, fl., *L. S. Leoni 4278* (ESA, GFJP); 18.II.2000, fl., *V.C. Souza et al. 23320* (CESJ, ESA, GFJP); 19.II.2000, fr., *V. C. Souza et al. 23483* (CESJ, ESA, GFJP); 19.II.2000, fr., *V. C. Souza et al. 23484* (CESJ, ESA, GFJP); s/ município, "Serra do Caparaó", 25.IX.1941, fl., *A. C. Brade 17015* (RB); 15.XI.1960, *B. Flaster 8* (HB).

Material adicional: BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, I.1998, fl., *L. S. Leoni 3860* (ESA, GFJP); 17.VIII.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 153* (ESA, ICN); 17.VIII.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 154* (ESA); 20.X.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 212* (ESA).

Esta é uma espécie bastante comum nos campos de altitude do Parque. Possui frutos com indumento muito denso, o que confere a eles uma coloração mais clara quando maduros.

Gomidesia clausseniana pertence ao grupo caracterizado por Berg (1857), por possuir folhas pequenas e sépalas acuminadas. As principais características que diferenciam *G. clausseniana* das demais espécies do grupo são as bractéolas lanceoladas, inflorescências com 3 a 5 flores, além das pequenas dimensões (1–2,5 × 0,4–1,3 cm) das folhas.

Marlierea Cambess., *in* Saint-Hilaire, Fl. Bras. Merid. 2: 373. 1832.

Arbustos ou árvores, tricomas simples ou dibraquiados. Panículas ou cimeiras, raramente pedúnculos paucifloros. Cálice fechado ou quase fechado no botão ou aberto por um pequeno poro, botões florais geralmente apiculados, ou 4–5-denteados no ápice, rompendo-se durante a antese em 4–5 sépalas irregulares, geralmente decíduas; bractéolas persistentes ou decíduas; hipanto elevado sobre o ovário; anteras com deiscência longitudinal; ovário 2(–3) locular, com 2 óvulos em cada lóculo; placentação axilar. Bagas com cálice geralmente não persistente, coroadas por uma cicatriz circular ou remanescentes do cálice; sementes 1–2, com testa cartilaginosa; embrião mircióide.

Figura 2 – a-e. *Gomidesia clausseniana* – a. ramo com flores; b. inflorescência; c. botão floral; d. ovário em corte tranversal; e. antera. f. *G. affinis* – f. fruto. (a-b *Leoni 4094*; c-e *Souza 23335*; f *Krieger s.n. CESJ 23323*)

O gênero compreende aproximadamente 95 espécies (Barroso & Peixoto 1995), distribuídas nas Américas Central e do Sul. A maioria destas concentra-se no Brasil, especialmente nas Regiões Sul, Sudeste e Centro-Oeste (Legrand 1962; McVaugh 1968; Kawasaki 1984; Barroso & Peixoto 1995).

4. *Marlierea angustifolia* (O. Berg) Mattos, Ci. & Cult. 19: 333. 1967. Fig. 3

Arbustos 0,8–3 m alt., ramos geralmente glabros, às vezes pubérulos quando jovens. Folhas com pecíolo de 1–2 mm compr.; lâminas concolores, elíptico-oblongas ou obovais, 1–1,9 × 0,3–0,6 cm, cartáceas, glabras na face adaxial e glabras a pubescentes na face abaxial; ápice arredondado; base aguda; margem plana; nervura central sulcada na face adaxial e saliente na face abaxial, nervuras secundárias em número de 8–16 pares, indistintas na face adaxial e salientes na face abaxial; nervura simples ou dupla, a 0,5 mm da margem; pontuações impressas ou planas na face adaxial e salientes na face abaxial. Cimeiras 2–3-floras, flores solitárias ou em fascículos axilares de até 3-flores; pedúnculo 3–5 mm compr., glabro. Botões ca. 3 mm compr., glabros; sépalas 4, desiguais; ovário 2-locular; bractéolas não vistas. Bagas globosas, 0,5–1,2 cm diâm., glabras, vináceas, coroadas por remanescentes do cálice, lisas, às vezes com glândulas salientes.

Distribuição geográfica: ocorre em Minas Gerais (Berg 1857) e em São Paulo (Mattos 1967). No Parque Nacional do Caparaó, todos os exemplares de *Marlierea angustifolia* foram coletados em locais próximos a cursos d'água.

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 8.VIII.1999, fr., *L. S. Leoni 4235* (ESA, GFJP); 16.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23229* (CESJ, ESA, GFJP).

Material adicional: BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 18.IX.1988, fr., *L. Krieger et al. FPNC 0231* (CESJ); 23.VII.1998, fr., *L. S. Leoni 3987* (ESA, GFJP); 17.VIII.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 152* (ESA, ICN); 17.VIII.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 156* (ESA, ICN); 17.VIII.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 157* (ESA, ICN); 17.VIII.1999, bt. e fr., *F. F. Mazine et al. 158* (ESA, ICN); 20.X.1999, bt., *F. F. Mazine et al. 213* (ESA); 20.X.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 221* (ESA).

Marlierea angustifolia caracteriza-se principalmente pelas suas folhas com pequenas dimensões, além de suas flores solitárias, dispostas em cimeiras 2–3-floras ou em fascículos com até 3 flores, ao passo que a grande maioria das espécies do gênero possuem folhas com grandes dimensões e flores em panículas.

Myrceugenia O. Berg, Linnaea 27: 131. 1856.

Arbustos ou árvores; tricomas geralmente dibraquiados. Folhas discolores, freqüentemente apiculadas. Flores geralmente pediceladas, solitárias ou em grupos de 2–5, em fascículos axilares com os pedicelos superpostos verticalmente, mais raramente racemos ou dicásios. Cálice aberto no botão ou, em duas espécies, fechado e caindo como uma caliptra, sépalas 4, persistentes; bractéolas persistentes freqüentemente até o fruto maduro, raramente decíduas na antese; hipanto geralmente não prolongado sobre o ovário; anteras com deiscência longitudinal; ovário (2–)3(–4)-locular, geralmente com muitos óvulos por lóculo, dispostos em duas fileiras longitudinais, placentação axilar. Bagas com sépalas persistentes; sementes 1–5, testa membranácea; embrião mircióide.

Myrceugenia é um gênero com cerca de 40 espécies, concentradas na América do Sul. Ocorrem especialmente no Brasil subtropical, mas também no Uruguai, Paraguai, Argentina e Chile. No Brasil, ocorrem 29 espécies, que se distribuem desde Minas Gerais e sul de Goiás e Rio de Janeiro ao Rio Grande do Sul (Kawasaki 1984; Landrum & Kawasaki 1997), sendo que a maioria das espécies concentra-se no sul do país.

O gênero foi tratado por Kausel (1942), Legrand (1958) e Landrum (1981). Ao contrário dos demais gêneros de Myrciinae, *Myrceugenia* possui ovário freqüentemente 3-locular, com muitos óvulos por lóculo e flores nunca reunidas em panículas, apresentando-se geralmente solitárias ou em fascículos axilares, com pedicelos superpostos e bractéolas persistentes. No entanto, apresenta embrião mircióide, motivo pelo qual tem sido incluído em tal subtribo.

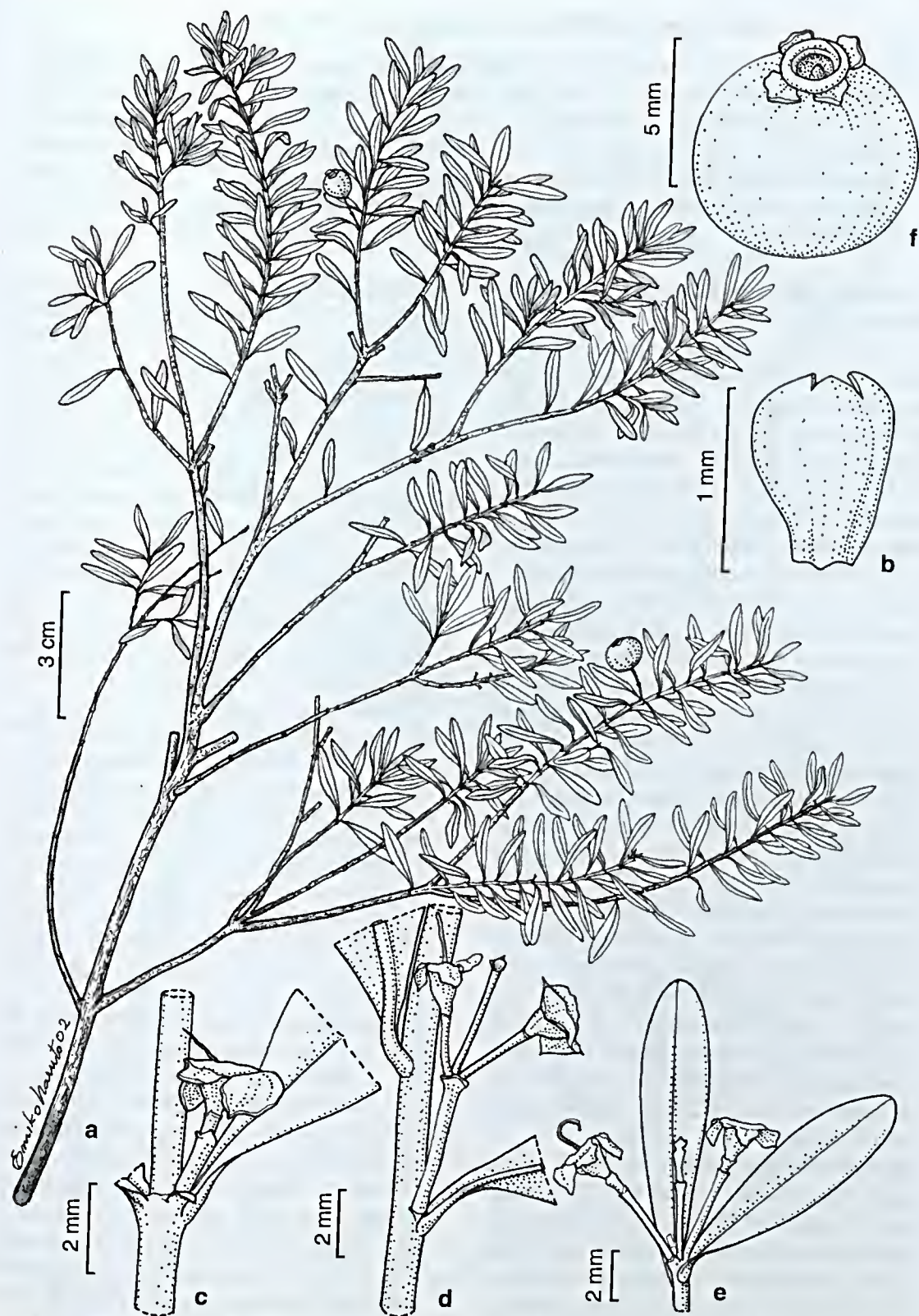



Figura 3 – *Marlierea angustifolia* – a. ramo com frutos; b. botão floral; c. ramo com flor solitária; d. ramo com cimeira 3-flora; e. ramo com fascículos com 3 flores; f. fruto. (a, f *Mazine 152*; b *Mazine 158*; c-e *Souza 23229*)

Chave para identificação das espécies de Myrceugenia

1. Pedicelos 1,3–2 cm compr.; botões 6–8 mm compr., densamente tomentosos na região do hipanto e do cálice; sépalas 3–5 mm compr., densamente tomentosas na face externa; ovário 3–4-locular; bractéolas 3–5 mm compr. .... *M. alpigena*

1'. Pedicelos 0,4–1 cm compr.; botões 2–4 mm compr., densamente pubescentes na região do hipanto e esparsamente pubescentes na região do cálice; sépalas 0,5–1,5 (–3) mm compr., subglabras a esparsamente pubescentes na face externa; ovário 2-locular; bractéolas 1–1,5 (–3,5) mm compr. .... *M. ovata*

5. *Myrceugenia alpigena* (DC.) Landrum, Brittonia 32(3): 372. 1980. Fig. 4 c-d

Arbustos ou subarbustos 0,8–2 m alt., ramos densamente tomentosos tricomas alvos, amarelos ou ferrugíneos. Folhas com pecíolo de 2–4 mm compr.; lâminas discolores, geralmente elípticas, raramente elíptico-lanceoladas, 1,2–2,8 × 0,4–1,7 cm, coriáceas, densamente tomentosas em ambas as faces quando jovens e glabras a pubérulas na face adaxial quando adultas e glabras a esparsamente tomentosas na face abaxial, tricomas alvos, amarelos ou ferrugíneos; ápice agudo e apiculado; base aguda; margem plana; nervura central sulcada na face adaxial e saliente na face abaxial; nervuras secundárias em número de 7–12 pares, indistintas ou salientes na face adaxial e salientes na face abaxial; nervura marginal simples, muitas vezes indistinta, a menos que 0,5 mm da margem; pontuações impressas, planas ou indistintas na face adaxial e salientes na face abaxial. Flores solitárias, geralmente duas por nó foliar, axilares, pedicelos 1,3–2 cm compr., densamente tomentosos. Botões 6–8 mm, densamente tomentosos na região do hipanto e do cálice, tricomas castanhos; bractéolas 3–5 mm compr., lanceoladas, persistentes; sépalas 3–5 mm compr., ovais a triangulares, densamente tomentosas na face externa; ovário 3–4-locular. Bagas globosas, ca. 5 mm diâm., esparsa a muito densamente tomentosas, negras, com indumento esbranquiçado, superfície lisa.

Distribuição geográfica: no Brasil, ocorre desde Minas Gerais e Goiás até o Rio Grande do Sul (Landrum 1981; Soares-Silva 2000). Foi encontrada em áreas de campo de altitude, próximo ao Pico da Bandeira, na região da Macieira, no Vale Encantado e próximo à Casa Queimada, sendo uma das espécies mais coletadas no Parque Nacional do Caparaó.

Material examinado: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Dores do Rio Preto, Parque Nacional do Caparaó, 19.X.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 181* (CESJ, ESA); Iúna, Parque Nacional do Caparaó, 18.II.2000, bt., *V. C. Souza et al. 23331* (CESJ, ESA, GFJP); 18.II.2000, bt., *V. C. Souza et al. 23333* (CESJ, ESA, GFJP); 18.II.2000, bt., fr., *V. C. Souza et al. 23339* (ESA); s/ município, 'Serra do Caparaó', 3.III.1959, *H. S. Irwin 2778* (R). MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 20.III.1988, fl., *R. F. Novelino et al. s.n.* (CESJ 22225, ESA); IV.1989, fl., *L. Krieger et al. s.n.* (CESJ 24015, ESA); IV.1989, fl., *L. Krieger et al. s.n.* (CESJ 24074, ESA); 29.IX.1995, fr., *L. S. Leoni et al. 3078* (GFJP); 12.II.1996, fl., *L.S. Leoni 3199* (GFJP); I.1998, fl., *L. S. Leoni 3865* (ESA, GFJP); 12.II.1998, fr., *J. P. Souza et al. 2114* (ESA, GFJP); 12.II.1998, fl., *J. P. Souza et al. 2122* (ESA); 17.VIII.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 155* (ESA); 17.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23318* (CESJ, ESA, GFJP); 18.II.2000, bt., *V. C. Souza et al. 23434* (CESJ, ESA, GFJP); 18.II.2000, bt., *V. C. Souza et al. 23435* (CESJ, ESA, GFJP); 19.II.2000, fr., *V. C. Souza et al. 23442* (ESA); Espera Feliz, Parque Nacional do Caparaó, 7.I.1999, fl., *L. S. Leoni 4085* (ESA, GFJP); s/ município, 'campos de Caparaó', 18-22.II.1915, *Zikan s.n.* (R 121348); s/ município, 'Serra do Caparaó', 15.XI.1941, fl., *H. E. Strang 225* (RB); 28.VI.1950, *N. Santos & I. Campos s.n.* (R 52147); 29.II.1960, fl., *W. N. Vidal 97* (R).

Material adicional: BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 17.VIII.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 159* (ESA, ICN).

Landrum (1981) considerou três variedades para *M. alpigena*, distintas pelo tamanho e indumento da face abaxial das folhas e pelo formato dos lobos do cálice. Os materiais do Parque Nacional do Caparaó correspondem a *M. alpigena* var. *alpigena* por terem folhas menores que 5 cm, pubescentes na face abaxial (pelo menos quando jovens) e lobos do cálice agudos. Landrum (1981) citou que essa variedade foi principalmente encontrada em Itatiaia e na

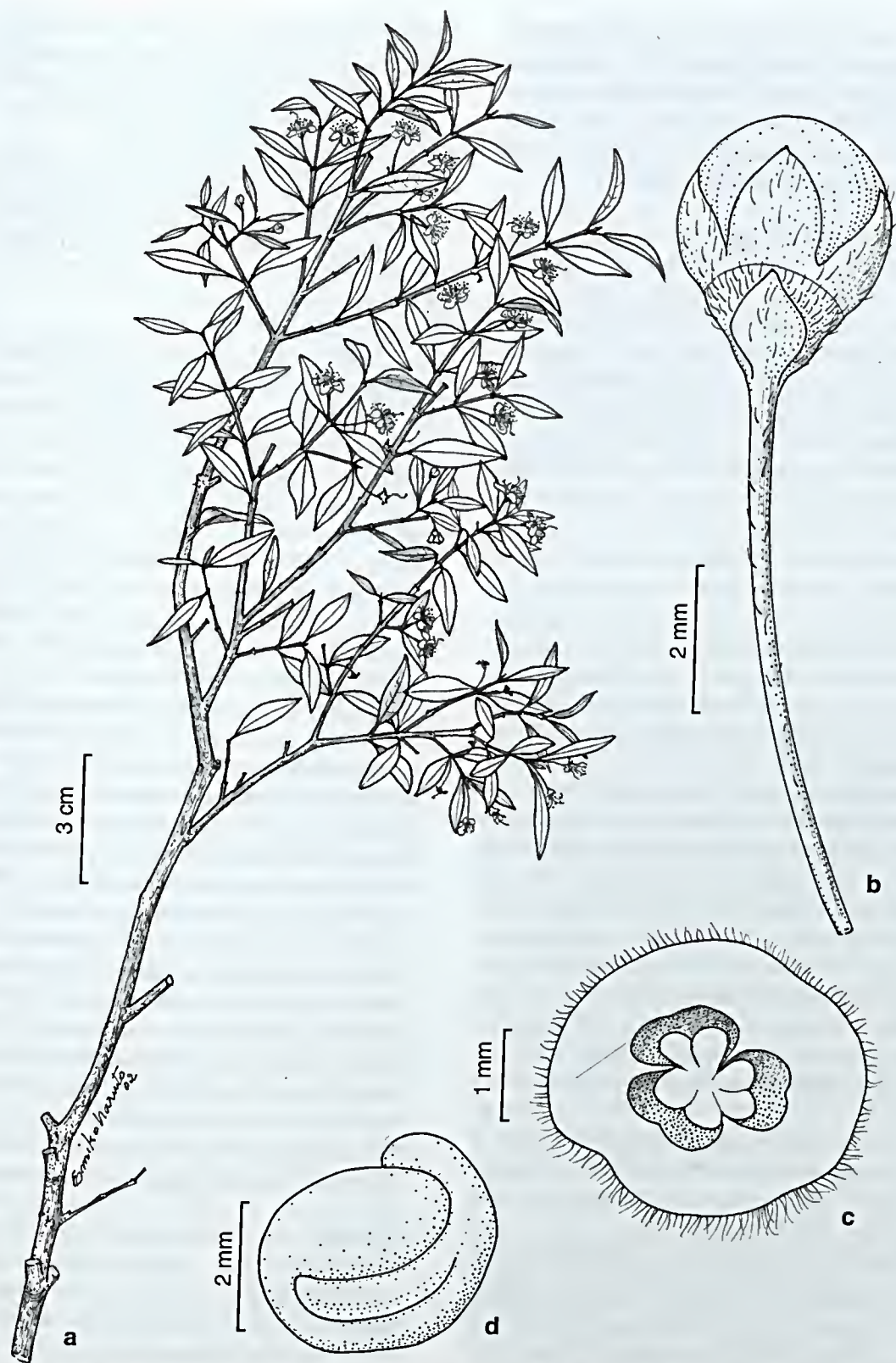



Figura 4 – a-b. *Myrceugenia ovata* – a. ramo com flores; b. botão floral. c-d. *M. alpigena* – c. ovário em corte transversal; d. embrião. (a *Leoni 4066*; b *Leoni 3796*; c *Souza 23318*; d *Mazine 181*)

Serra dos Órgãos (RJ), em elevações acima de 2.000 m e no Pico da Bandeira (ES), em elevação semelhante, além de Guaratuba (PR) e Garuva (SC) a 1.200–1.350 m. Este mesmo autor referiu ainda que *M. alpigena* var. *alpigena* está relacionada a hábitats frios e úmidos.

6. *Myrceugenia ovata* (Hook. & Arn.) O. Berg, Linnaea 30: 670. 1860. Fig. 4 a-b

Subarbustos a árvores (0,4–) 1,7–5 m alt., ramos jovens esparsa a muito densamente pubescentes, tricomas ferrugíneos. Folhas com pecíolo de 1,5–4 mm compr.; lâminas discolores, geralmente elípticas, às vezes estreitamente elípticas, 0,7–3 × 0,3–1,2 cm, coriáceas, glabras a subglabras na face adaxial e subglabras a muito densamente pubescentes na face abaxial; ápice agudo a agudo-atenuado; base aguda; margem plana; nervura central sulcada na face adaxial e saliente na face abaxial; nervuras secundárias em número de 6–9 pares, indistintas em ambas as faces ou indistintas na face adaxial e salientes na face abaxial; pontuações evidentemente impressas na face adaxial e salientes na face abaxial. Flores solitárias, geralmente duas por nó foliar, axilares, pedicelos 0,4–1 cm, esparsa a densamente pubescentes. Botões 2–4 mm compr., densamente pubescentes na região do hipanto e esparsamente pubescentes na região do cálice; bractéolas 1–1,5 (–3,5) mm compr., oval-lanceoladas a lineares, persistentes; sépalas 0,5–1,5(–3) mm compr., ovais a triangulares, subglabras a esparsamente pubescentes na face externa; ovário 2-locular. Bagas globosas a oblongo-elipsóides, 0,3–1 cm diâm., esparsa a densamente pubescentes, negros, superfície lisa ou verrucosa.

Distribuição geográfica: encontrada desde Minas Gerais até o Rio Grande do Sul (Landrum 1981; Soares-Silva 2000). Foi coletada em áreas de campo de altitude, geralmente próximo a cursos d'água, em diversas localidades do Parque Nacional do Caparaó.

Material examinado: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Dores do Rio Preto, Parque Nacional do Caparaó, 19.X.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 180* (ESA). MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 2.I.1993, fl., *L. S. Leoni 2035* (GFJP); 12.XII.1995, fl., *L. S. Leoni 3149* (GFJP); XI.1997, fl., *L. S. Leoni 3801* (ESA, GFJP); 24.XI.1998, bt., *L. S. Leoni 4064* (ESA, GFJP); 19.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23443* (ESA); 19.II.2000, fr., *V. C. Souza et al. 23485* (CESJ, ESA, GFJP); 19.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23486* (CESJ, ESA, GFJP); 19.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23487* (ESA); 20.II.2000, fl., *V. C. Souza et al. 23532* (CESJ, ESA, GFJP).

Material adicional: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Iúna, Parque Nacional do Caparaó, 18.II.2000, fr., *V. C. Souza et al. 23423* (CESJ, ESA, GFJP). MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, XI.1997, fl., *L. S. Leoni 3796* (GFJP); 24.XI.1998, fl., *L. S. Leoni 4066* (ESA, GFJP); 17.VIII.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 151* (ESA, ICN).

Landrum (1981) considerou quatro variedades para *Myrceugenia ovata*, sendo que apenas duas ocorrem no Brasil. As quatro variedades distinguem-se pelo número de flores por nó, presença de brácteas, formato e dimensões das folhas, indumento dos ramos, comprimento das sépalas e do hipanto e número de óvulos por lóculo. Os materiais do Parque Nacional do Caparaó correspondem a *M. ovata* var. *gracilis* (Burret) Landrum por possuírem pedicelos não bracteados, folhas com geralmente mais de 1 cm compr., geralmente elípticas, lobos do cálice menores que 1,5 mm compr., hipanto geralmente menor que 1 mm compr. e menos de 6 óvulos por lóculo. Landrum (1981) referiu ainda que tal variedade possui pedicelos solitários, com apenas uma flor por nó. No entanto, os materiais do Parque Nacional do Caparaó apresentam pedicelos aos pares, ou seja, duas flores por nó, estado de caráter observado por Landrum (1981) apenas para *M. ovata* var. *acutata* (D. Legrand) Landrum. Além disso, os materiais do Caparaó apresentam ramos esparsa a densamente pubescentes. Segundo Landrum (1981), *M. ovata* var. *acutata* possui ramos moderadamente pubescentes a glabros, enquanto em *M. ovata* var. *gracilis* varia de esparsa a densamente pubescente, o que evidencia que as variedades reconhecidas por Landrum (1981) são frágeis taxonomicamente.

Myrcia DC. *ex* Guill. *in* J. B. G. Bory de Saint Vincent, Dict. Class. Hist. Nat. 11: 401. 1827.

Subarbustos, arbustos ou árvores; tricomas simples ou dibraquiados. Panículas ou cimeiras, raramente paucifloras ou racemosas ou reduzidas a dicásios tri- ou unifloros. Cálice aberto no botão, sépalas 5, raramente 4,

persistentes, distintas; bractéolas geralmente decíduas; hipanto prolongado ou não acima do ovário; anteras com sacos polínicos dispostos na mesma altura, com deiscência longitudinal; ovário 2–3(–4)-locular, com 2 óvulos por lóculo, placentação axilar. Bagas com sépalas persistentes; sementes com testa membranácea ou cartilaginosa; embrião mircióide.

O gênero apresenta mais de 400 espécies distribuídas nas Américas tropical e subtropical, concentradas especialmente nas Regiões Centro-oeste e Sudeste do Brasil (McVaugh 1968, 1969; Kawasaki 1984). De acordo com Legrand & Klein (1969), os campos cerrados de Minas Gerais corresponderiam à região com maior número de espécies.

Chave para identificação das espécies de *Myrcia*

1. Pedúnculo e raque da inflorescência glabros .... *M. obovata*
1'. Pedúnculo e raque da inflorescência densamente pubescentes.
    2. Ramificação marcadamente dicotômica; lâminas elíptico-oblongas ou elíptico-orbiculares; base das lâminas arredondada ou subcordada; ovário 2-locular .... *M. subcordata*
    2'. Ramificação não dicotômica; lâminas geralmente obovais, elíptico-obovais, ou às vezes elípticas; base das lâminas atenuada; ovário 3-locular .... *M. venulosa*

7. *Myrcia obovata* (O. Berg) Nied., *in* H. G. A. Engler & K. A. E. Prantl., Nat. Pflanzenfam. 3 (7): 76. 1893. Fig. 5 c

Arbusto ou árvore até 3 m alt.; ramos glabros, às vezes subglabros quando jovens. Folhas com pecíolo de 4–5 mm compr.; lâminas discolores, obovais a suborbiculares, 2,8–6 × 2–4,1 cm, coriáceas, glabras em ambas as faces, às vezes pubérulas ao longo da nervura central na face abaxial; ápice arredondado a retuso; base aguda; margem plana; nervura central levemente sulcada na face adaxial e saliente na face abaxial; nervuras secundárias em número de 8–14 pares, salientes em ambas as faces; nervura marginal dupla, a 1–2 mm da margem; pontuações salientes em ambas as faces. Panículas extra-axilares, flores reunidas 3 a 3, sésseis; pedúnculo 2–2,7 cm compr., glabro; raque glabra. Botões 2–4 mm compr., glabros; bractéolas ca. 1,5 mm compr., linear-lanceoladas, decíduas; sépalas com ápice arredondado, ca. 1 mm compr., glabras com margem ciliada, persistentes; ovário 3-locular. Bagas globosas, 4–5 mm diâm., subglabras, vermelhas; superfície lisa, com glândulas bem evidentes.
Distribuição geográfica: ocorre na Bahia, em Minas Gerais, São Paulo e Paraná (Peron 1994).
Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 21.II.2000, *V. C. Souza et al. 23604* (ESA); s/ município, Parque Nacional do Caparaó, 3.IX.1970, bt., *A. B. Souza 81* (RB).
Material adicional: BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, VII.1997, fl., *L. S. Leoni 3731* (ESA, GFJP).

Pode ser distinta das demais espécies de *Myrcia* ocorrentes no Parque pelos pedúnculos e inflorescências glabros.

Esta espécie foi referida por Kawasaki (1989) como *Myrcia crassifolia* Kiaersk. Entretanto, este nome é baseado em *Eugenia crassifolia* Miq. (publicado em 1847), que é um nome ilegítimo já que já existia previamente o nome *Eugenia crassifolia* DC., publicado em 1828. Visto que a prioridade de *Myrcia crassifolia* corresponde ao ano de 1893 (McNeill *et al.* 2006), considerou-se o nome *Myrcia obovata* (baseada em *Aulomyrcia obovata*, publicada em 1855) para esta espécie. O reconhecimento destes nomes como sinônimos tem sido adotado pela maioria dos autores, incluindo Berg (1857) e Peron (1994).

8. *Myrcia subcordata* DC., Prodr. 3: 253. 1828. Fig. 5 a-b

Arbusto ou árvore 1,6–6 m alt.; ramos adultos glabros, jovens densamente pubescentes, ramificação marcadamente dicotômica, tricomas ferrugíneo-castanhos ou acinzentados. Folhas com pecíolo de 2–3 mm compr.; lâminas discolores, geralmente elíptico-oblongas ou elíptico-orbiculares, 4,2–6,2 × 2,2–4,2 cm, coriáceas, glabras a pubérulas, às vezes densamente ao longo da

nervura central na face adaxial e glabras a densamente pubescentes na face abaxial quando adultas, subglabras a densamente pubescentes na face adaxial e muito densamente pubescentes na face abaxial quando jovens; ápice arredondado ou obtuso; base arredondada ou subcordada; margem plana; nervura central sulcada a saliente na face adaxial e saliente na face abaxial; nervuras secundárias em número de 8–14 pares, salientes em ambas as faces; nervura marginal dupla, a 2–3 mm da margem; pontuações geralmente indistintas em ambas as faces, às vezes salientes na face abaxial. Panículas axilares, multifloras; pedúnculo 3–3,5 cm compr., muito densamente pubescente; raque densamente pubescente; tricomas ferrugíneos. Botões 3–4 mm compr., densamente pubescentes; bractéolas ca. 1 mm compr, oval-lanceoladas, decíduas; sépalas, 1 mm compr., com ápice arredondado, densamente pubescentes, persistentes; ovário 2-locular. Bagas globosas 4–7 mm diâm., pubérulas, muito densamente pubescentes próximo ao cálice, vináceas; superfície lisa, às vezes com glândulas evidentes.

Distribuição geográfica: segundo Peron (1994), *M. subcordata* é típica de afloramentos quartzíticos e matas ciliares dos campos rupestres, até então referida apenas para o estado de Minas Gerais. No Parque Nacional do Caparaó, esta espécie foi coletada no Vale Encantado, ao lado do manancial hídrico e na trilha para o Pico da Bandeira, em campo de altitude, a 2.300 m alt.

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 20.X.1999, fr., *F. F. Mazine et al. 216* (ESA); 4.XI.1999, fr., *L. S. Leoni 4279* (GFJP); s/ município, Parque Nacional do Caparaó, 12.III.1917, fl., bt., *A. Lutz 1240* (R); s/ município, "Serra do Caparaó", 9.IX.1941, fr., *A. C. Brade 16895* (RB).

Material adicional: BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 25.I.1997, fl., *L. S. Leoni 3614* (GFJP).

Como características importantes para a distinção da espécie podem ser citadas: ramificação marcadamente dicotômica, base das folhas arredondada a subcordada, além do pedúnculo e raque da inflorescência densamente pubescentes.

9. *Myrcia venulosa* DC., Prodr. 3: 250. 1828. Fig. 5 d

Arbusto a arvoreta, 1,7–3 m alt.; ramos adultos subglabros, jovens esparsa a densamente pubescentes, ramificação não dicotômica, tricomas ferrugíneos, às vezes acinzentados. Folhas com pecíolo de 3–6 mm compr.; lâminas às vezes discolores, geralmente obovais, elíptico-obovais, ou às vezes elípticas, 2,8–4 × 1,1–2,1 cm, coriáceas, esparsa a densamente pubescentes, raramente glabras na face adaxial, muito densamente pubescentes na face abaxial quando jovens, subglabras a esparsamente pubérulas, freqüentemente densamente pubescentes ao longo da nervura central na face adaxial e subglabras a densamente pubescentes na face abaxial quando adultas; ápice agudo a arredondado, às vezes retuso; base atenuada; margem plana; nervura central saliente em ambas as faces; nervuras secundárias em número de 9–12 pares, salientes em ambas as faces; nervura marginal simples, a 1–1,5 mm da margem; pontuações indistintas ou salientes na face adaxial e salientes na face abaxial. Panículas axilares ou terminais, multifloras, pedúnculo 1,7–3,5 cm, muito densamente pubescente; raque densamente pubescente. Botões 2–4 mm compr., pubérulos, mas pubescentes na região do hipanto; bractéolas ca. 1,5 mm compr., linear-lanceoladas, decíduas; sépalas ca. 1 mm compr., ápice agudo a arredondado, subglabras com margem ciliada; ovário 3-locular. Bagas globosas, 3–4 mm diâm., glabras a subglabras, avermelhadas; superfície lisa, às vezes com glândulas evidentes.

Distribuição geográfica: ocorre desde Goiás, Bahia e Rio de Janeiro até o Rio Grande do Sul (Soares-Silva 2000; Lughadha 1995; Proença 1994; Peron 1994), sendo encontrada em diversas localidades do Parque Nacional do Caparaó, em beira de mata e campos de altitude.

Material examinado: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Dores do Rio Preto, Parque Nacional do Caparaó, 19.X.1999, bt., *F. F. Mazine et al. 182* (ESA). MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, 6.IX.1977, bt., *G. J Shepherd et al. 5809* (UEC); 12.XII.1995, fl., *L. S. Leoni 3152* (ESA, GFJP); 24.XI.1998, fl., *L. S. Leoni 4061* (ESA, GFJP); XII.1998, fl., *L. S. Leoni 4068* (ESA, GFJP); XII.1998, fl., *L. S. Leoni 4069*

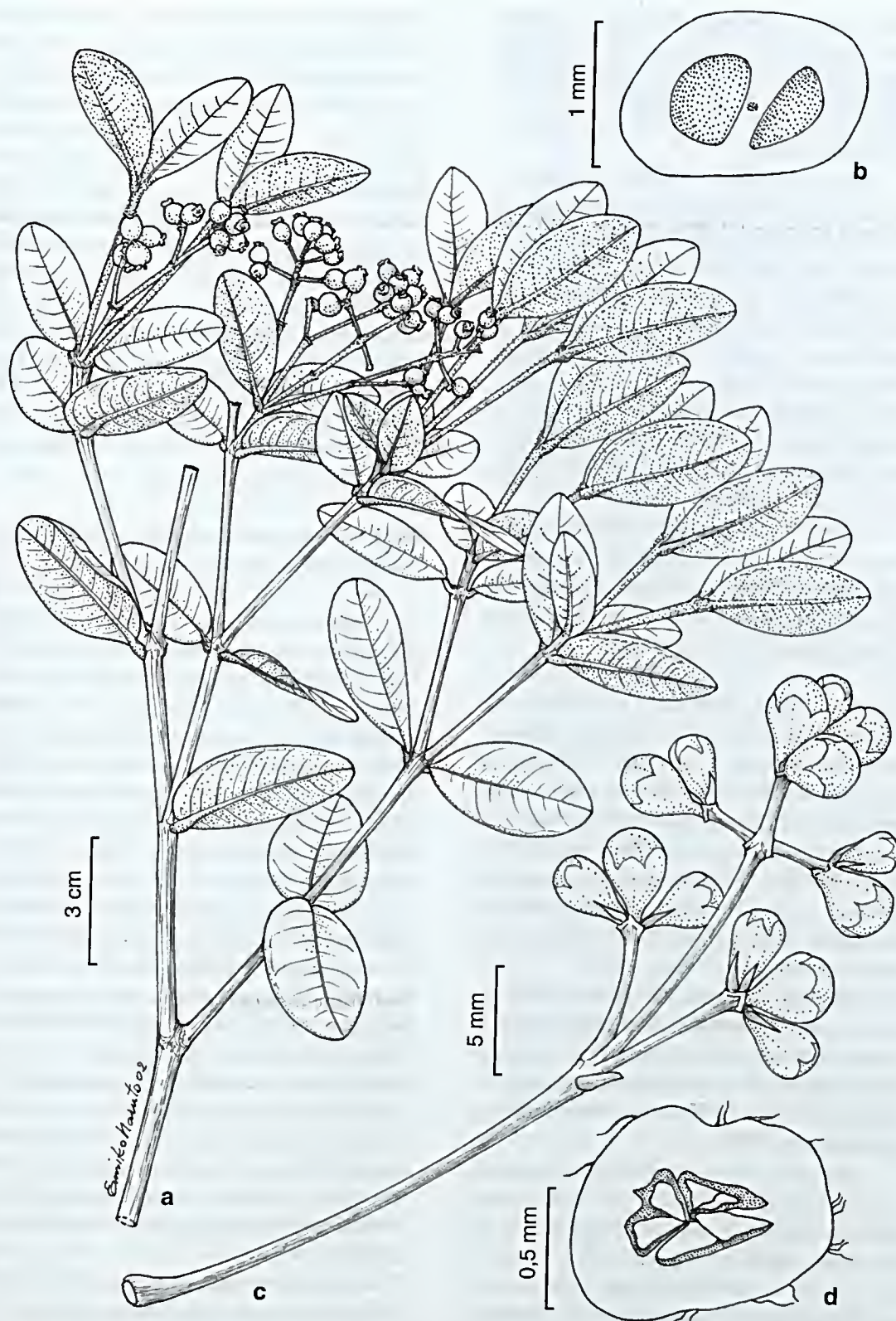



Figura 5 – a-b. *Myrcia subcordata* – a. ramo com frutos; b. ovário em corte transversal. c. *M. obovata* – c. inflorescência. d. *M. venulosa* – d. ovário em corte transversal. (a *Mazine 216*; b *Lutz 1240*; c *Leoni 3731*; d *Leoni 4069*)

(ESA, GFJP); 20.X.1999, bt., *F. F. Mazine et al. 214* (ESA, ICN); 21.II.2000, fr., *V. C. Souza et al. 23626* (ESA). **Material adicional:** BRASIL. MINAS GERAIS: Alto Caparaó, Parque Nacional do Caparaó, I.1998, fr., *L. S. Leoni 3859* (ESA, GFJP); XII.1998, *L. S. Leoni 4068*, fl. (ESA, GFJP).

Myrcia venulosa possui geralmente folhas obovais, com indumento variando de glabro a densamente pubescente. Suas inflorescências (raque e pedicelos) são sempre densamente pubescentes, o que pode ser utilizado para diferenciá-la de *M. guianensis* (Aubl.) DC., espécie com a qual se assemelha. McVaugh (1969) citou *M. guianensis* como uma espécie de ampla distribuição geográfica, composta por uma série de populações regionais desde o norte da Venezuela e ilhas próximas, leste dos Andes e Bolívia até o sudeste do Brasil.

Peron (1994) e Kawasaki (1984) apontaram que *M. venulosa* apresenta grande variação em sua morfologia foliar e na coloração do indumento, o que não foi constatado entre as populações do Parque Nacional do Caparaó.

6. *Pimenta* Lindl., Coll. Bot.: t. 19. 1821.

Arbustos ou árvores, tricomas simples. Dicásios ou panículas de 3–15 flores. Cálice aberto no botão, sépalas 4, geralmente persistentes; bractéolas decíduas; hipanto não prolongado; estames com anteras com deiscência longitudinal; ovário 2-locular, 3–6 óvulos por lóculo, placentação subapical. Bagas com cálice persistente; sementes geralmente 1 ou 2, com testa cartilaginosa; embrião mirtóide.

Pimenta conta com 15 espécies, das quais apenas uma, *Pimenta pseudocaryophyllus*, possui representantes na flora brasileira, em especial nas Regiões Sul e Sudeste do Brasil. As demais espécies são nativas do Caribe (Landrum & Kawasaki 1997).

Segundo a chave de gêneros apresentada por Landrum & Kawasaki (1997), o gênero *Pimenta* é distinto dos demais gêneros de Myrtinae principalmente pelas inflorescências em dicásios ou panículas, pelo cálice aberto no botão, 4-mero e persistente. No entanto, Landrum (1986), aponta flores 4- ou 5-meras, além da existência de uma espécie com cálice totalmente fechado no botão, rompendo-se irregularmente na antese e decíduo antes da maturação do fruto. Landrum (1986), no entanto, não é explícito quanto aos critérios utilizados por ele para delimitação do gênero em relação aos demais gêneros da subtribo Myrtinae. *Pimenta* e *Blepharocalyx*, por exemplo, segundo Landrum & Kawasaki (1997), parecem estar delimitados pela persistência do cálice no fruto em *Pimenta* (geralmente, pois em uma espécie é decíduo), enquanto em *Blepharocalyx* o cálice é decíduo (geralmente, pois das 3 espécies, uma – do Chile – é persistente, as outras duas são decíduas), deixando uma cicatriz quadrangular no fruto. Legrand & Klein (1978) também referiram *Blepharocalyx* como tendo 4 sépalas, decíduas na antese.

10. *Pimenta pseudocaryophyllus* (Gomes) Landrum, Brittonia 36(3): 242. 1984.

Fig. 1 a-b

Árvore, ramos glabros a pubérulos. Folhas com pecíolo 9–12 mm compr.; lâminas discolores, elípticas a elíptico-oblongas, 8,2–12 × 3,6–5 cm, coriáceas, glabras na face adaxial e seríceas na face abaxial, com tricomas prateados; ápice agudo a levemente acuminado; base aguda; margem plana; nervura central sulcada na face adaxial e saliente na face abaxial; nervuras secundárias em número de 13–17 pares, salientes em ambas as faces; nervura marginal simples, a 1–2 mm da margem; pontuações planas na face adaxial e salientes na face abaxial. Flores não vistas (Landrum 1986: dicásios ou panículas dicasiais; 3–15 flores; pedúnculos até 6 cm compr., esparsa a densamente cobertas com tricomas, depois glabrescentes. Bractéolas ca. 1–3 mm compr., lineares a estreitamente lanceoladas, decíduas antes da antese; sépalas 1–2 mm ovais a hemiorbiculares, fortemente côncavas, densamente a esparsamente pubescentes, tomentosas ou glabras; ovário 2-locular). Bagas globosas, 8–9 mm diâm., glabros a subglabros; superfície lisa.

Distribuição geográfica: Landrum (1986) referiu que a espécie é encontrada no Sudeste e Sul do Brasil, desde Minas Gerais e Goiás até Santa Catarina, além de uma população

na Bolívia. Barroso & Peron (1994) referiram ainda que a espécie ocorre na Bahia.
Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: s/ município, "Serra do Caparaó", 17.IX.1941, fr., *A. C. Brade 16942* (RB).

Pimenta pseudocaryophyllus é separada por Landrum (1986) em três variedades, distintas principalmente pelo indumento, formato, dimensões e ápice das folhas. O material coletado no Parque Nacional do Caparaó pertence à variedade *Pimenta pseudocaryophyllus* var. *pseudocaryophyllus*, por possuir folhas elípticas, com indumento seríceo e prateado na face abaxial e ápice agudo. Landrum (1986) citou que para tal variedade a largura das folhas não deveria exceder 3,6 cm; no entanto, as folhas do material coletado no Parque possuem 3,6–5 cm de largura.

A variedade *Pimenta pseudocaryophyllus* var. *pseudocaryophyllus* é citada por Landrum (1986) como sendo uma pequena árvore típica de áreas florestais nas terras altas do sudeste do Brasil. No entanto, a única coleta desse material no Parque Nacional do Caparaó (em 1941), foi feita nos campos de altitude. Não se descarta a possibilidade de que tenha havido um erro de anotação na etiqueta de coleta do material. Tal material foi referido por Landrum (1986) em sua monografia do gênero *Pimenta* para a Flora Neotropica. Landrum (1986) referiu, ainda, que os extremos das três variedades regionais são prontamente distinguíveis, mas que existem numerosos intermediários, especialmente nas montanhas da costa do Rio de Janeiro até Santa Catarina.

Agradecimentos

Os autores expressam sinceros agradecimentos a CAPES, pela bolsa concedida à primeira autora no período de abril de 2001 a junho de 2002; à Direção do Parque Nacional do Caparaó, pelo apoio e pela infra-estrutura oferecida; ao pesquisador Lúcio de Sousa Leoni, curador do herbário GFJP, pelo companheirismo nas viagens de coleta, pelo atendimento à solicitação de pedido de material e por nos apresentar o Parque Nacional do Caparaó; ao pesquisador Marcos Sobral, pelas sugestões e pelo fornecimento de dados de algumas espécies.

Referências Bibliográficas

Barroso, G. M.; Peixoto, A. L.; Costa, C. G.; Ichaso, C. L. & Lima, H. C. 1984. Myrtaceae. Sistemática das Angiospermas do Brasil. v.2. Ed. Univ. Fed. Viçosa, Viçosa, 377p.

______ & Peron, M. 1994. Myrtaceae. *In:* Lima, M. P. M. & Guedes-Bruni, R. R. (ed.). Reserva Ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo-RJ. Aspectos florísticos das espécies vasculares. v.1. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. Pp. 259-302.

______ & Peixoto, A. L. 1995. Myrtaceae da Reserva Florestal de Linhares, Espírito Santo, Brasil – Gêneros *Calyptranthes* e *Marlierea*. Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão (N. Sér.) 3: 3-38.

Berg, O. 1857. Myrtaceae. *In*: Martius, C. F. P. Flora brasiliensis 14(1): 1-468.

Cronquist, A. 1981. An integrated system of classification of flowering plants. New York Botanical Garden, Columbia University Press, New York. Pp. 639-642.

Dubs, B. 1998. The Botany of Mato Grosso: Prodromus Florae Matogrossensis. Betrona, Verlag.

Heywood, V. H. 1979. Flowering plants of the world. Oxford University Press, London. Pp. 161-162.

Hickey, M. & King, C. 1988. 100 Families of flowering plants. Pp. 232-235.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L. C. 1990. Index Herbariorum. Part 1: The herbaria of the world. 8th ed. New York Botanical Garden, 693p.

Holst, B. K.; Landrum, L. & Grifo, F. 2003. Myrtaceae. *In*: Berry, P. E.; Yatskievych, K. & Holst, B. (eds). Flora of the Venezuelan Guayana. v. 7. Missouri Botanical Garden Press. Pp. 1-99.

IBDF. 1981. Plano de Manejo para o Parque Nacional do Caparaó. Fundação Brasileira para a Conservação da Natureza. Doc. Tec. n. 8. Brasília, 139p.

Kausel, E. 1942. Contribución al estudio de las Mirtáceas chilenas. Revista Argentina de Agronomia 11: 320-327.

Kawasaki, M. L. 1984. A família Myrtaceae na Serra do Cipó, Minas Gerais, Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 202p.

______. 1989. Flora da Serra do Cipó, MG, Brasil: Myrtaceae. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 11: 121-170.

______. 2000. Flora Fanerogâmica do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (São Paulo, Brasil): Myrtaceae. Hoehnea 27(2): 165-186.

______ & Holst, B. K. 2004. Myrtaceae. *In*: Smith, N.; Mori, S. A.; Henderson, A.; Stevenson, D. W. & Heald, S. V. (eds.). Flowering plants of the New Tropics. The New York Botanic Garden & Princeton University Press, Princeton & Oxford. Pp. 264-266.

Landrum, L. R. 1981. A monograph of the genus *Myrceugenia* (Myrtaceae). Flora Neotropica 29: 1-137.

______. 1986. *Campomanesia*, *Pimenta*, *Blepharocalyx*, *Legrandia*, *Acca*, *Myrrhinium* and *Luma* (Myrtaceae). Flora Neotropica 45: 1-179.

______ & Kawasaki, M. L. 1997. The genera of Myrtaceae in Brazil: an illustrated synoptic treatment and identification keys. Brittonia 49(4): 508-536.

Legrand, C. D. 1958. Las especies neotropicales del género *Gomidesia*. Comunicaciones Botánicas del Museo de Historia Natural de Montevideo 3(37): 1-30.

______. 1962. Sinopsis de las especies de *Marlierea* del Brasil. Comunicaciones Botánicas del Museo de Historia Natural de Montevideo 3(40): 1-39.

______ & Klein, R. M. 1967. *Gomidesia* Berg. (Fasc. Mirt.). *In*: Reitz, R. Flora Ilustrada Catarinense. Pp. 3-44.

______ & ______. 1969. *Myrcia* DC. (Fasc. Mirt.). *In*: Reitz, R. Flora Ilustrada Catarinense. Pp. 219-330.

______ & ______. 1978. *Myrciaria*, *Pseudocaryophyllus*, espécies suplementares, espécies cultivadas, generalidades (Fasc. Mirt.). *In*: Reitz, R. Flora Ilustrada Catarinense. Pp. 733-876.

Leitão-Filho, H. F. 1993. Ecologia da Mata Atlântica de Cubatão (São Paulo). Editora Unesp, São Paulo, 184p.

Leoni, L. S. 1997. Catálogo preliminar das fanerógamas ocorrentes no Parque Nacional do Caparaó - MG. Pabstia 8(2): 1-28.

______ & Souza, V. C. 1999. Espécies endêmicas ocorrentes no Parque Nacional do Caparaó-Minas Gerais. Pabstia 10(1): 1-14.

Lughadha, E. 1995. Myrtaceae. *In*: Stannard, B. L. (ed.). Flora of the Pico das Almas. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 492-517.

______ & Snow, N. 2000. Biology and Evolution of the Myrtaceae: A Symposium. Kew Bulletin 55: 591-592.

Mattos, J. R. 1967. Novidades taxonômicas em *Marlierea* (Myrtaceae). Ciência e Cultura 19 (2): 333.

McNeill, J.; Barrie, F. R.; Burdet, H. M.; Demoulin, V.; Hawksworth, D. L.; Marhold, K.; Nicolson, D. H.; Prado, J.; Silva, P. C.; Skog, J. E.; Wiersema, J. H. & Turland, N. J. 2006. International Code of Botanical Nomenclature (Vienna Code). Regnum Veg. Pp. 100.

McVaugh, R. 1968. The genera of American Myrtaceae - an interim report. Taxon 17: 354-418.

______. 1969. Myrtaceae. The botany of the Guayana Highland - pt. 8. Memoirs of the New York Botanical Garden 18(2): 55-286.

Peron, M. V. 1994. O gênero *Myrcia* DC. coletado no Município de Ouro Preto, Minas Gerais, Brasil. Daphne 4(2): 8-28.

Proença, C. 1994. Listagem Comprovada das Myrtaceae do Jardim Botânico de Brasília "Check-List". Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer 1: 9-26.

Reitz, R.; Klein, R. M. & Reis, A. 1978. Projecto Madeira de Santa Catarina. Sellowia 28-30.

Soares-Silva, L. H. 2000. A família Myrtaceae – subtribos Myrciinae e Eugeniinae na bacia hidrográfica do Rio Tibagi, estado do Paraná, Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 462p.

Aspectos taxonômicos de três espécies de coralináceas não geniculadas do litoral do estado da Bahia, Brasil

José Marcos de Castro Nunes[1,2,5], *Silvia Maria Pita de Beauclair Guimarães*[3], *Alejandro Donnangelo*[4], *Julyana Farias*[4] & *Paulo Antunes Horta*[4]

Resumo

(Aspectos taxonômicos de três espécies de coralináceas não geniculadas do litoral do estado da Bahia, Brasil) As algas calcárias não articuladas, representadas pela ordem Corallinales são amplamente distribuídas pelos oceanos, ocorrem desde a zona das marés até regiões profundas e apresentam extrema importância ecológica e econômica. Apesar destes aspectos, as algas calcárias não articuladas ainda são pouco conhecidas no Brasil. Com o intuito de contribuir para o conhecimento taxonômico desse grupo, neste trabalho são apresentadas descrições de três espécies algas de calcárias não articuladas encontradas no litoral do estado da Bahia: *Sporolithon episporum*, *Mesophyllum erubescens* e *Lithophyllum stictaeforme*.
Palavras-chave: algas calcárias, Corallinales, *Sporolithon, Mesophyllum, Lithophyllum.*

Abstract

(Taxonomic aspects of three species of non geniculate coralline algae from Bahia State, Brazil) The non geniculated coralline algae, represented by the order Corallinales are largely distributed in all seas, occur from the tidal zone down to deep regions and present highly important ecological and economical role. Although these, non geniculated coralline algae are poorly known in Brazil. In order to contribute to the taxonomic knowledge of these algae group, in this work it was presented descriptions of three species from Bahia State coast: *Sporolithon episporum*, *Mesophyllum erubescens* and *Lithophyllum stictaeforme*.
Key words: coralline algae, Corallinales, *Sporolithon, Mesophyllum, Lithophyllum.*

Introdução

As algas coralináceas não articuladas ou incrustantes são encontradas na maioria dos habitats marinhos, desde zonas tropicais até regiões polares ocorrendo desde a zona das marés até profundidades de 268 metros (Littler *et al.* 1985). São elementos importantes para a construção de formações recifais e de bancos de rodolitos, onde são os principais organismos formadores (Foster *et al.* 2007). Apesar de apresentarem elevada importância ecológica e econômica, as algas calcárias não articuladas, ou calcárias incrustantes (Corallinales) são pobremente conhecidas no mundo, e especialmente no Brasil (Horta 2002).

Segundo Harvey *et al.* (2003), a ordem Corallinales é dividida em três famílias, Hapalidiaceae, Corallinaceae e Sporolithaceae. Esta última foi estabelecida por Verheij (1993) por apresentar tetrasporângios cruciados, e está representada pelos gêneros *Sporolithon* e *Heydrichia* (Towsend & Borowitzka 2001). As Corallinaceae, representadas por gêneros como *Lithophyllum* e *Titanoderma,* apresentam tetrasporângios zonados em conceptáculos uniporados sem tampão apical, enquanto que as Hapalidiaceae, representadas por gêneros como *Lithothamnion* e *Phymatolithon,* apresentam conceptáculos tetrasporangiais multiporados entre outras características morfo-anatômicas e moleculares (Harvey *et al.* 2003).

Artigo recebido em 04/2007. Aceito para publicação em 01/2008.
[1]Laboratório de Algas Marinhas – LAMAR, Departamento de Botânica, Instituto de Biologia – UFBA, Campus de Ondina, 40170-280, Salvador, BA, Brasil.
[2]Departamento de Ciências Exatas e da Terra, Campus II – Alagoinhas, Universidade do Estado da Bahia, Rodovia Alagoinhas-Salvador, km 03, 48000-000, Alagoinhas, BA, Brasil.
[3]Seção de Ficologia, Instituto de Botânica de São Paulo, Av. Miguel Stéfano, 3684, 01061-970, São Paulo, SP, Brasil.
[4]Laboratório de Ficologia, Departamento de Botânica, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina, 88010-970, Florianópolis, SC, Brasil.
[5]Autor para correspondência: jmcnunes@ufba.br

No Brasil, até meados da década de 70, os estudos sobre algas calcárias incrustantes se limitaram a algumas citações de espécies (Martens 1870; Taylor 1931; Oliveira Filho *et al.* 1979). O trabalho de Tomita (1976), que apresenta uma análise detalhada do gênero *Sporolithon* no litoral brasileiro, marcou o início de um novo período. No final do século XX e início do século XXI os estudos mais detalhados sobre o grupo se intensificam. Horta (2000) ao estudar as algas marinhas do infralitoral das Regiões Sul e Sudeste do Brasil, descreve oito espécies de coralináceas não articuladas. Horta (2002) apresenta levantamento histórico sobre os estudos taxonômicos em coralináceas não articuladas realizados no Brasil. Tâmega & Figueiredo (2005) estudaram a distribuição de algas calcárias incrustantes em diferentes ambientes no litoral do Rio de Janeiro identificando a espécie *Hydrolithon samoënse* (Foslie) D. Keats & Y. Chamberlain. Amado Filho *et al.* (2007) citam cinco gêneros como formadores de rodolitos para o sul do Espírito Santo. No litoral baiano, mais precisamente, em Abrolhos, Figueiredo (1997) e Figueiredo & Steneck (2002) enfocam o grupo das coralináceas incrustantes, sendo que em ambos os trabalhos são abordados aspectos florísticos e ecológicos, onde foram citadas as espécies: *Hydrolithon boergesenii* (Foslie) Foslie, *Neogoniolithon accretum*, (Foslie & M. Howe) Setch. & L. R.Mason., *Porolithon pachydermum* (Foslie) Foslie, *Lithophyllum congestum* (Foslie) Foslie, *L. frondosum* (L. Dufour) G. Furnari, Cormaci & Alongi (como *Titanoderma bermudense*), *Lithothamnion occidentale* (Foslie) Foslie, *L. sejunctum* Foslie, *Mesophyllum erubescens* (Foslie) Lemoine, *Sporolithon dimotum* (Foslie & M. Howe) Yam.-Tomita *ex* M.J. Wynne e *S. episporum* (M. Howe) E. Y. Dawson.

Com o intuito de contribuir para o conhecimento taxonômico desse grupo no Brasil, no presente trabalho são apresentadas descrições de três espécies de algas calcárias não articuladas do litoral baiano pertencentes aos gêneros *Sporolithon*, *Mesophyllum* e *Lithophyllum*.

Material e Métodos

A metodologia utilizada é resultado da adaptação de métodos já propostos por Woelkerling (1988), Riosmena-Rodriguez (1993) e Moura *et al.* (1997). Todo material foi fixado em formol 4% em água do mar. Após 24 horas o material foi transferido para uma solução de etanol a 70% e glicerol a 10%.

Para a confecção de cortes histológicos o material foi descalcificado em ácido nítrico 0,6 M e desidratado em série alcoólica de 30, 50, 70, 90 e 100% de etanol, a intervalos de 20 minutos. Em seguida o material foi infiltrado por pelo menos 12 horas em solução de metacrilatoglicol ("Historesin embedding Kit" Leica, marca Reichert-Jung) e emblocado segundo as instruções fornecidas pelo referido fabricante. Para a confecção dos cortes histológicos de 3–15 mm de espessura, foi utilizado micrótomo rotativo Leica, modelo 2040, e para a montagem das lâminas seguiu-se à metodologia proposta por Moura *et al.* (1997).

Para as observações por microscopia eletrônica de varredura, o material armazenado em álcool e glicerol, foi transferido para uma solução de álcool 70% e após 12 horas seco por cerca de 48 horas em estufa a aproximadamente 50ºC. O material fértil foi fraturado e devidamente posicionado em suporte com o auxílio de fitas adesivas dupla face e metalizado em ouro, com um tempo de exposição de 90 segundos, a uma corrente de 50 mA. Foi utilizado o microscópio eletrônico de varredura Hitachi X650, equipado com uma câmera Mamiya 6×7. A voltagem utilizada durante as observações variou de 15–25 kV, sempre em busca de se obter a melhor resolução. Depois de identificado, todo material foi depositado no Herbário do Departamento de Botânica da Universidade Federal de Santa Catarina (FLOR).

Resultado e Discussão

São apresentadas as descrições de três espécies representando as três famílias da ordem Corallinales. A família Sporolithaceae

esteve representada pela espécie *Sporolithon episporum*, a família Hapalidiaceae pelo táxon *Mesophyllum erubescens*, enquanto a família Corallinaceae esteve representada pela espécie *Lithophyllum stictaeforme*. A seguir são apresentadas descrições dos gêneros e das espécies, além de comentários.

Sporolithaceae Verheij 1993: 195.

Sporolithon Heydrich 1897: 66.

A taxonomia de *Sporolithon* em nível específico é confusa, sendo que são raras as coleções onde as espécies destes táxons estejam determinadas. Embora alguns estudos tenham contribuído para melhorar o conceito de espécie no gênero (Verhij 1992; 1993), Dawson (1960) fornece uma chave geral para algumas espécies, baseando-se somente em caracteres como hábito e padrão de ramificação, que são considerados vagos ou ineficientes para a determinação das espécies. Keats & Chamberlain (1993) realizaram estudos em duas espécies de *Sporolithon*, *S. ptychoides* e *S. episporum*, no qual forneceram, a partir da análise dos tipos, descrição detalhada e minuciosas ilustrações. Desde então, outros trabalhos têm sido realizados tornando mais preciso o conceito de espécie dentro deste gênero, dentre eles, Towsend *et al.* (1995), Alongi *et al.* (1996) e Harvey *et al.* (2002). Tomita (1976) descreveu oito espécies para o litoral brasileiro, propondo 5 novas combinações. A referida autora trabalhou com material dragado de toda a costa nacional, de profundidades que variaram de 16 a 116 m.

O gênero é representado por crostas epígenas ou por nódulos lisos chegando a ramificados. Nas porções crostosas o talo é monômero e com organização radial nas porções protuberantes. Células de filamentos adjacentes unidas por conexões celulares secundárias e por fusões laterais. Tetrasporângios são cruciados e podem ocorrer isoladamente ou agrupando-se em soros separados por paráfises calcificadas.

Sporolithon episporum (M. Howe) E.Y. Dawson. Pacif. Nat. 1: 40. 1960.

Archeolithothamnion episporum Howe. US Nat. Mus. Bull.: 2. 1918.

Fig. 1 a-h

Talo crostoso com protuberâncias mameliformes, 2–5 mm diâm. Células epiteliais 3–4 mm diâm.; subepteliais variando de achatadas a alongadas, com 6–10 mm diâm. e 4–10 mm alt.; células do peritalo 5–10 mm diâm. e 9–15 mm alt.; hipotalo delgado com ca. 50 mm de espessura com células 12–16 mm diâm. e 28–36 mm compr. (Figs. 1 a-c).

Tetrasporângios cruciados com 60–90 mm alt. e 30–40 mm diâm., dispostos em soros de tamanhos variados e de formato irregular, ligeiramente elevados em relação à superfície adjacente do talo vegetativo. Poros das câmaras com 9–15 mm diâm. circundado por uma roseta com 12–14 células, freqüentemente alongadas radialmente. Câmara esporangial com 30–50 mm diâm. e 60–90 mm alt. Não foram observados soros imersos no talo, assim como talos gametofíticos.

Descrição e ilustrações adicionais: Keats & Chamberlain (1993): 544-546, figs. 6-39 (exemplares tetraspóricos).

Material examinado: BRASIL. BAHIA: Cairú, Morro de São Paulo, 26.VIII.2000, *J. M. C. Nunes & A. Minervino Netto* (FLOR 14507).

Distribuição no litoral brasileiro: Ceará (Tomita 1976) e Bahia (presente estudo).

Comentários: Espécie compondo rodolitos em bancos que ocorrem entre 10 a 20 metros profundidade.

Sporolithon episporum difere de *S. ptychoides* Heydrich pela presença de grandes poros esporangiais, ligações secundárias, raras fusões celulares, ausência de conceptáculos dispostos em linhas distintas. Na descrição do tipo de *S. episporum*, Howe (1918) observou que os esporângios são "imperfeitamente e irregularmente embebidos no talo". Nenhum exemplar do material examinado por Keats & Chamberlain (1993) apresentavam esporângios imersos, e na espécie tipo também não foram

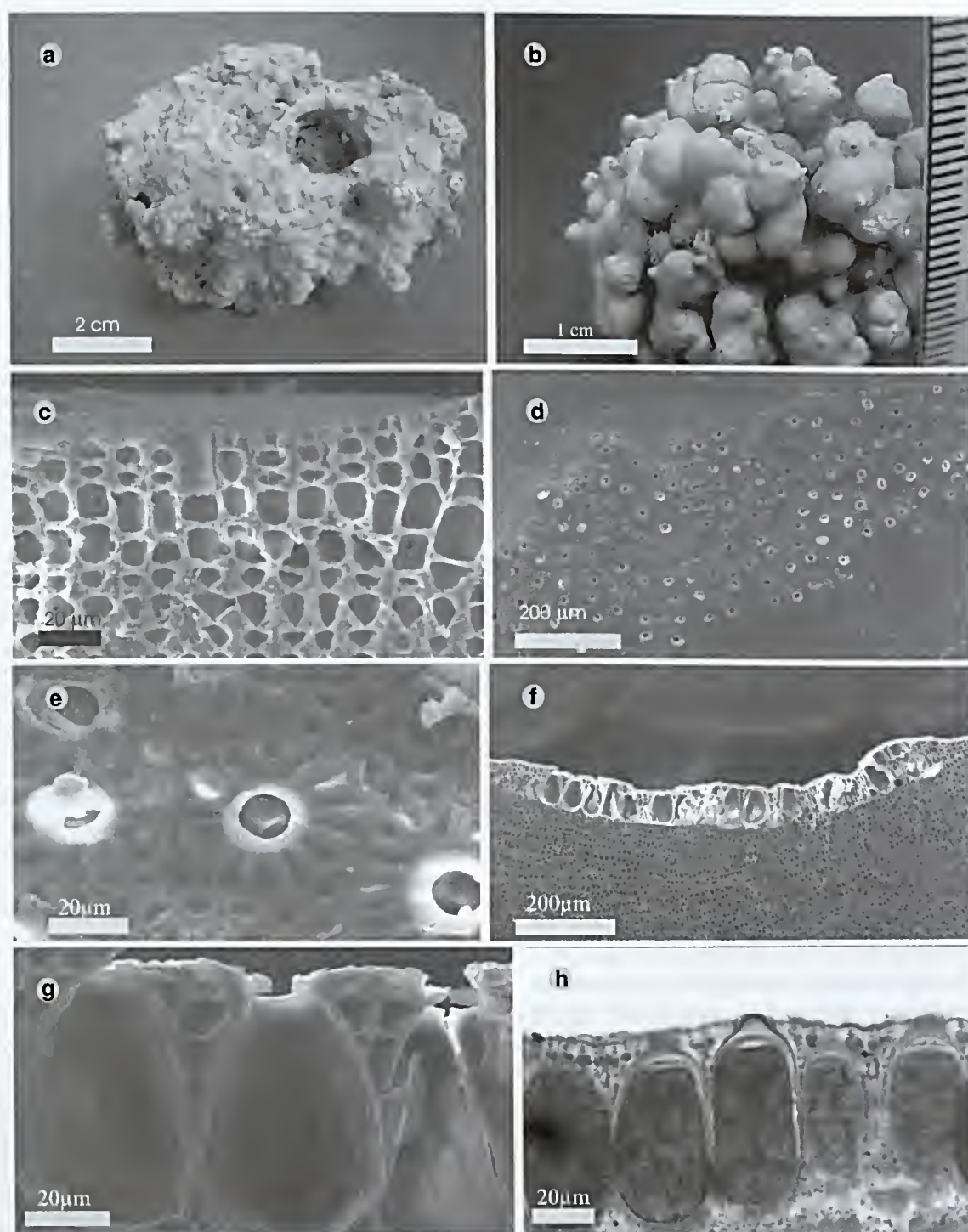



Figura 1 – a-h. Aspecto geral e micrografias de *Sporolithon episporum*. a, b. Diferentes aspectos de rodolitos formados pela referida espécie. c. Fratura transversal da crosta evidenciando células epiteliais em forma de taça, fusões e conexões celulares secundárias unindo filamentos adjacentes. d. Vista superficial de um soro tetrasporangial. e. Detalhe da vista superficial de um soro evidenciando a disposição em roseta das células que delimitam os poros (ponta de seta). f. Fratura transversal a um soro tetrasporangial evidenciando sua presença na superfície do rodolito. g. Detalhe das câmaras esporangiais. h. Corte transversal de um soro evidenciando os tetrasporângios cruciados (setas).

observados esporângios imersos no talo. A combinação principal de ligações secundárias, ausência de esporângios imersos, sempre com formação do esporângio entre uma camada de células alongadas, e soro esporangial elevado são características diagnósticas desta espécie (Keats & Chamberlain 1993).

Estão referidas para o Brasil oito espécies de *Sporolithon*, mas nenhuma delas foi revisada segundo as técnicas e nomenclatura moderna (Horta 2002). Considerando a característica diagnóstica utilizada por Tomita (1976) e por autores mais recentes (Keats & Chamberlain 1993; Verheij 1993), a ausência de soros enterrados no talo representa uma importante informação, que, em conjunto com coincidências morfométricas, corroboram a presente identificação.

Hapalidiaceae J. E. Gray 1864: 22.
Mesophyllum Lemoine 1928: 251.

O gênero *Mesophyllum* foi estabelecido por Lemoine (1928) para espécies melobesoideas com medula coaxial. Woelkerling & Harvey (1992, 1993) questionaram a validade desta característica para a delimitação genérica porque algumas espécies combinam áreas coaxiais e não-coaxiais em alguns talos. Ao invés disso Woelkerling & Harvey (1992, 1993) delimitaram *Mesophyllum* com base na anatomia dos conceptáculos espermatangiais, como sugerido por Suneson (1937), Lebednik (1978), Townsend (1979), Woelkerling & Harvey (1992), Keats & Maneveldt (1997) e Athanasiadis *et al.* (2004), incluindo outros caracteres como: 1. construção monômera; 2. haustório ausente; 3. paredes externas das células epiteliais esféricas ou achatadas, mas nunca em forma de taça; 4. ativa divisão das células sub-epiteliais, usualmente alongadas; 5. células mãe dos espermatângios não ramificadas ocorrendo tanto no teto quanto no assoalho do conceptáculo; 6. câmaras dos conceptáculos carposporangiais com a forma de halteres.

Mesophyllum erubescens (Foslie) Lemoine Bull. Soc. Bot. Fr. 75: 252. 1928.

Lithothamnion erubescens Foslie Norsk Vid. Selsk. Skr. 5: 9–10. 1900.

Fig. 2 a-h

Talo não articulado, fruticoso, com protuberâncias medindo até 20 mm alt. e 2–5 mm diâm., com ramificação sub-dicotômica, cor rosa claro. Porção crostosa de organização monômera medindo 0,9–1,7 mm de espessura. Medula coaxial com apenas uma camada de células epiteliais de forma esférica com aproximadamente 5 mm alt. e 5–8 mm diâm.; células subepiteliais alongadas com 7–16 mm alt. e 4–8 mm diâm.; células de filamentos adjacentes unidas por fusões celulares; conexões celulares secundárias não foram observadas.

Conceptáculos tetrasporangiais multiporados elevados em relação à superfície do talo adjacente, com câmaras medindo de 195–310 mm diâm. e até 150 mm alt.; teto com 4–5 camadas de células de espessura; piso do conceptáculo 10 camadas de células abaixo da superfície do talo; poros com 5–12 mm diâm. e aproximadamente 30 mm alt., localizados em depressões; células basais dos filamentos que delimitam o canal dos poros alongadas com 3–5 mm diâm. e 10–15 mm alt. Tetrasporângios com 65–80 mm diâm. e 90 a 110 mm alt. Conceptáculos espermatangiais uniporados com câmara com 80–148 mm diâm. e 55–72 mm alt., com teto composto por 5–7 camadas de células e piso com até 15 camadas de células abaixo da superfície do talo. Conceptáculos carposporangiais com câmara em forma de halteres diâmetro variando de 230–310 mm e altura de 110–205 mm. Carpósporos com 70–135 mm diâm.
Material examinado: BRASIL. BAHIA: Prado, Cumuruxatiba, 10.III.2001, *J. M. C. Nunes & G. M. Lyra,* (FLOR 14510, 14511).
Distribuição no litoral brasileiro: Santa Catarina (Horta *et al.* 2007), Bahia (Figueiredo & Steneck 2002) e Fernando de Noronha (Foslie 1900).

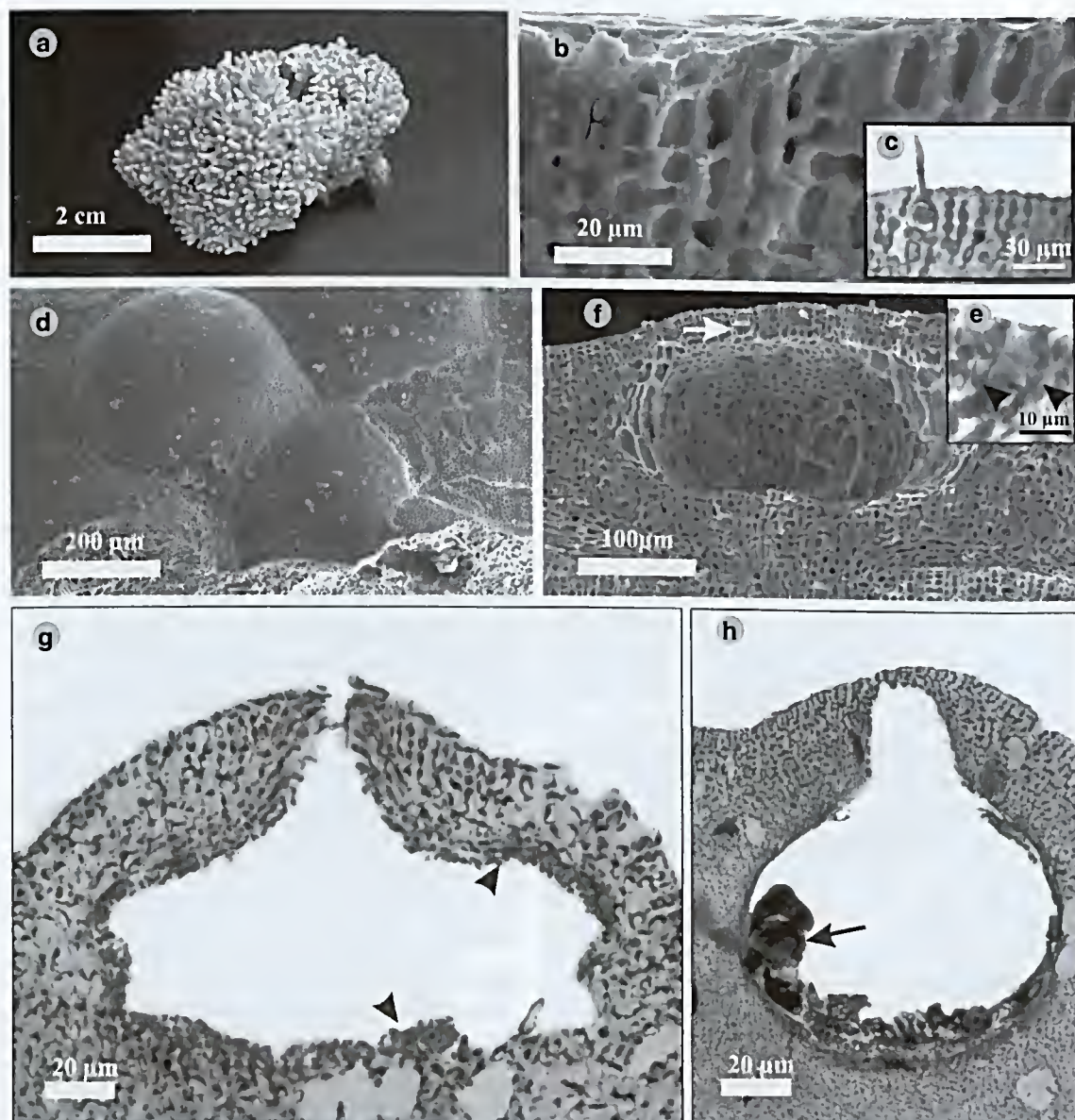



Figura 2 – a-h. Aspecto geral e micrografias de *Mesophyllum erubescens*. a. Aspectos geral de crosta protuberante crescendo sobre fragmento de recife. b. Fratura transversal da crosta evidenciando células sub-epiteliais alongadas e fusões celulares secundárias unindo filamentos adjacentes. c. Corte transversal da região epitelial destacando-se a presença de tricocito. d. Vista frontal de um conceptáculo tetrasporangial multiporado. e. Secção transversal de um conceptáculo tetrasporangial evidenciando-se poro (seta). f. Detalhe das células basais que delimitam o canal do poro alongadas longitudinalmente (pontas de seta). g. Corte transversal de um conceptáculo espermatangial uniporado, destacando a presença de espermácios tanto no teto quanto no assoalho da câmara (pontas de setas). h. Corte transversal de um conceptáculo carposporangial com a presença de carpósporos (seta).

Comentários: crescendo no mesolitoral, epilítica na região frontal da formação recifal (RFR).

Figueiredo & Steneck (2002) faz referência deste táxon como sendo a primeira para o litoral brasileiro, contudo Foslie (1900) baseia a descrição do gênero em material oriundo da costa brasileira, identificando o mesmo como *Lithothamniom erubescens*.

Woelkerling & Harvey (1992) questionaram a validade de muitas das características tradicionalmente usadas para a distinção entre as espécies de *Mesophyllum*, e notou que caracteres associados com o teto do conceptáculo esporangial parecem ser estáveis e úteis para a distinção entre as espécies de *Mesophyllum* na Austrália. A estrutura do poro foi particularmente significante. A estrutura do poro do conceptáculo em material coletado recentemente de *M. erubescens* foi idêntica a estrutura do poro dos espécimes tipo de *M. erubescens* e *M. madagascariensis*, e com *M. erubescens* documentado por Verheij (1993).

Keats & Chamberlain (1994) aplicaram o epíteto *erubescens* para o material por eles estudado por este ter prioridade histórica sobre *madagascariensis*. Estes autores consideraram como caracteres diagnósticos: a. conceptáculos tetrasporangiais e bisporangiais elevados, sem margem elevada; b. poros tetrasporangiais e bisporangiais circundados por células em rosetas localizados em depressão em relação à superfície adjacente; c. canal dos poros de conceptáculos tetrasporangiais e bisporangiais, composto por filamentos de células que possuem diâmetro semelhante ao das células que compõem o teto, diferenciam-se das demais por apresentarem célula basal do filamento alongada.

Os exemplares estudados apresentaram características anatômicas e morfológicas referentes ao gênero *Mesophyllum*. De acordo com as observações foi possível determinar a espécie devido a: forma das células basais dos filamentos que delimitam o canal do poro do conceptáculo tetrasporangial, o número de poros no teto do conceptáculo maior que 50 e teto do conceptáculo entre 4 a 6 camadas de células distante da superfície do talo (Tab. 1).

Corallinaceae Lamouroux 1812: 185.
Lithophyllum Phil. 1837: 387.

Philippi (1837) estabeleceu o gênero *Lithophyllum* para as plantas calcárias rígidas consistindo de expansões foliares. Previamente organismos com esta descrição foram incluídos entre os nulipores, e estes classificados como animais representantes dos hidrocorais. Baseado em coleções da costa da Sicília, Philippi (1837) determinou quatro espécies, três das quais (*L. expansum*, *L. incrustans*, *L. lichenoides*) foram recentemente descritas. A quarta espécie (*L. decussatum*), Philippi listou *Millepora decussata* Ellis & Solander como sinônimo (Woelkerling 1983).

O Gênero *Lithophyllum* é caracterizado por apresentar conceptáculos tetrasporangiais uniporados, células de filamentos adjacentes unidas por conexões celulares secundárias e margem de crescimento polistromática de organização dímera ou monômera (Woelkerling 1996).

Lithophyllum stictaeforme (Areschoug *in* J. Agardh) Hauk. Oesterr. Bot. Zeitschr 27: 292. 1877. Fig. 3 a-f

Melobesia stictaeformis Arechoug *in* J. Agardh. Sp. Gen. Ord. Algar. II: 517. 1852.

Talo protuberante crescendo sobre formações recifais. Protuberâncias com até 40 mm compr. e 5–8 mm diâm. Talo de organização dímera, com margem poliestromática, conexões celulares secundárias unindo células de filamentos adjacentes. Células epiteliais de 1–2 camadas, com 5–9 mm diâm. e 2–3 mm alt. Conceptáculos tetrasporangiais uniporados, columela na porção central, câmara com 202–262 mm diâm. e 105 a 182 mm alt.; teto do conceptáculo tetrasporangial no mesmo plano da superfície adjacente do talo, com 5 a 7 células de espessura. Tetrasporângios com 15–33 mm diâm. e 46–68 mm alt.

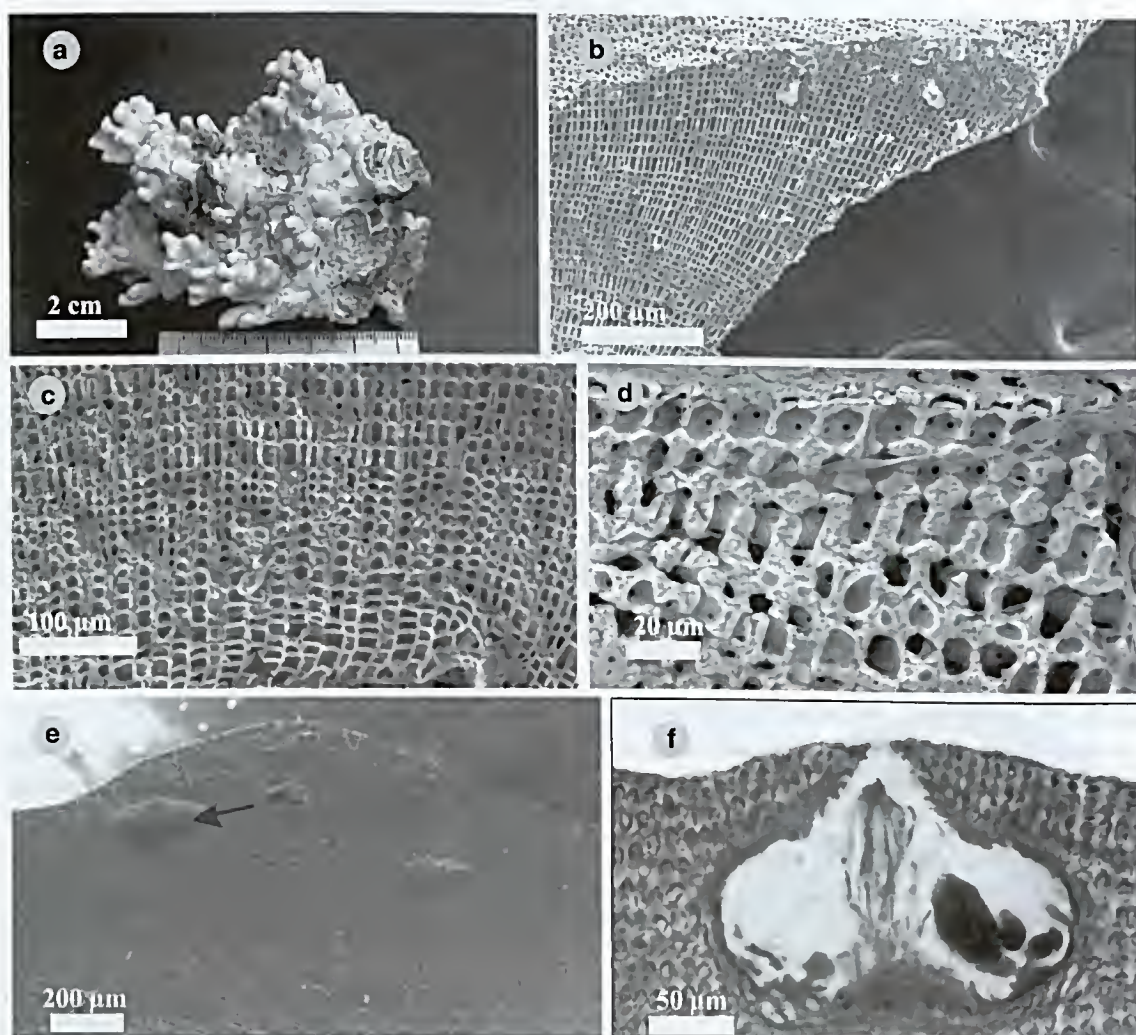



Figura 3 – a-f. Aspecto geral e micrografias de *Lithophyllum stictaeforme*. a. Aspecto geral de crosta protuberante crescendo sobre fragmento de recife. b. Fratura transversal da margem de crescimento polistromática de organização dímera. c. Detalhe de uma fratura transversal ilustrando organização dímera com destaque (seta) para as células quadráticas do hipotalo. d. Detalhe de uma fratura transversal ilustrando a disposição das células epiteliais (seta). e. Fratura transversal de uma porção do talo com conceptáculos tetrasporangiais enterrados. f. Corte transversal de um conceptáculo tetrasporangial.

Descrição e ilustrações adicionais: Athanasiadis (1999): 737, figs. 1-12 (exemplares masculinos).
Material examinado: BRASIL. BAHIA: Prado, Cumuruxatiba, 10.III.2001, *J. M. C. Nunes & G. M. Lyra* (FLOR 14512).
Distribuição no litoral brasileiro: Bahia (presente estudo).
Comentários: crescendo no mesolitoral, epilítica na região frontal do recife (RFR).

Melobesia stictaeformis foi originalmente descrita por Areschoug (*in* J. Agardh 1852, p. 517) com base em material proveniente de coleções oriundas do Mediterrâneo com o nome de *Millepora coriacea* Linné (1767, p. 1285). Hauck (1877) transferiu a espécie para *Lithophyllum*.

Lithophyllum congestum (Foslie) Foslie, listado para a região de Abrolhos, região sul do litoral baiano, por Figueiredo & Steneck

Tabela 1 – Comparação entre algumas espécies de *Mesophyllum* da Austrália e Indonésia com o material estudado (+ = presença; - = ausência; * = não referido; fil.= filamentos; cel.= células).

Características	***M. erubescens***	***M. funafutiense***	***M. engenhartii***	***M. incisum***	***M. macroblastum***	***M. printzianum***	***M. syrphetodes***	**Material estudado**
Protuberâncias	+/–	–	+/–	+/–	+/–	+/–	+/–	+/–
Tricocitos	+/–	–	+	+	–	+/–	–	+/–
Comprimento das células corticais	5–10 µm	5–14 µm	9–14 µm	7–20 µm	5–12 µm	6–14 µm	5–15 µm	5–10 µm
Diâmetro das células corticais	4–11 µm	5–10 µm	3–9 µm	6–12	4–9 µm	4–7 µm	5–9 µm	5–12 µm
Diâmetro da cavidade do conceptáculo	210–475 µm	450–600 µm	160-500 µm	340-655 µm	145–270 µm	185–420 µm	250–350 µm	230–505 µm
Conceptáculo com margem elevada	–	–	–	–	+	+	–	–
Comprimento do tetra/bisporângio	130–170 µm	186–225 µm	59–173 µm	130–220 µm	81–135 µm	121–150 µm	não referido	100–160 µm
Espessura do teto do conceptáculo tetrasporangial	4–7 células	7–10 células	3–10 células	4–7 células	4–5 células	3–6 células	4–6 células	4–7 células
Fil. do canal do poro (no. de células)	3–4	7–10	3–10	*	4–5	*	4–6	3–4
Cel. semelhantes a demais do teto	–	+	+	–	+	–	+	–
Cel. basais alongadas	+	–	–	–	–	–	–	+
Fil. estreito distinto	–	–	–	+	–	+	–	–
Número de poros no teto do conceptáculo	até 50	até 100	*	ca. 40	*	*	20–40	até 50
Conceptáculos enterrados	sim	sim	ocasionalmente	ocasionalmente	sim	sim	sim	sim

(2002), apresenta conceptáculos tetrasporangiais com o diâmetro variando de 216–421 mm (Littler & Littler 2000), portanto, maiores que os observados nos espécimes por nós analisados. Entretanto, para que uma análise mais criteriosa seja feita, a referida espécie precisa ser descrita mais detalhadamente com o uso de técnicas modernas.

Agradecimentos

Ao PICDT – CAPES pela concessão da bolsa de Pós-Graduação, Dra. Zenilda Bouzon do Departamento de Biologia Celular da Universidade de Santa Catarina pelo uso irrestrito das dependências do Laboratório de Algas Marinhas.

Referências Bibliográficas

Agardh, J. 1852. Species Genera et Ordinales Algarum 2(2): 337-720.

Alongi, G.; Cormaci, M. & Furnari, G. 1996. On the occurrence of *Sporolithon ptychoides* Heydrich (Corallinales, Sporolithaceae, Rhodophyta) in the Mediterranean Sea. Cryptogamie, Algologie 17: 131-137.

Athanasiadis, A. 1999. The taxonomic status of *Lithophyllum stictaeforme* (Rhodophyta, Corallinales) and its generic position in light of phylogenetic considerations. Nordic Journal of Botany 19: 735-745.

Athanasiadis, A.; Lebednik, P. & Adey, W. H. 2004. The genus *Mesophyllum* (Melobesioideae, Corallinales, Rhodophyta) on the northern Pacific coast of North America. Phycologia 43: 126-165.

Dawson, E. Y. 1960. New records of marine algae from Pacific Mexico and Central America. Pacific Naturalist 1: 31-52.

Figueiredo, M. A. O. 1997. Colonization and growth of crustose coralline algae in Abrolhos, Brazil. Proceedings of the 8th International Coral Reef Symposium 1: 689-693.

Figueiredo, M. A. O. & Steneck, R. S. 2002. Floristic and ecological studies of crustose coralline algae on Brazil's Abrolhos reefs. 9th International Coral Reef Symposium 1: 493-498.

Foslie, M. 1900. Revised systematical survey of the Melobesiea. Kongelige Norske Vindenskabers Selskabs Skrifter 5: 1-22.

Harvey, A. S.; Woelkerling, W. J. & Millar, A. J. K. 2002. The Sporolithaceae (Corallinales, Rhodophyta) in south-eastern Australia: taxonomy and 18S rRNA phylogeny. Phycologia 41: 207-227.

Harvey, A. S.; Broadwater, S. T.; Woelkerling, W. J. & Mitrovski, P. J. 2003. *Choreonema* (Corallinales, Rhodophyta): 18S rDNA phylogeny and resurrection of the Hapalidiaceae for the subfamilies Choreonematoideae, Austrolithoideae and Melobesioideae. Journal of Phycology 39: 988-998.

Hauck, F. 1877. Verzeichness der im Golfe von Trieste gesammelten Meeralgen. 2. Nachtrag. Österreichische Botanische Zeitschrift 27: 50.

Horta, P. A.; Scherner, F.; Riosmena, R.; Bouzon, Zenilda, L. 2007. Morphology and Reproduction of *Mesophyllum erubescens* – a redescription of an old Brazilian coralline name. Revista Brasileira de Botânica. n*o prelo*.

Horta, P. A. 2002. Bases para a identificação das coralináceas não articuladas do litoral brasileiro – uma síntese do conhecimento. Biotemas 15: 7-44.

______. 2000. Macroalgas do infralitoral do sul e sudeste do Brasil: Taxonomia e Biogeografia. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 301p.

Howe, M. A. 1918. On some fossil and recent Lithothamnieae of the Panama Canal Zone. Smithsonian Institution, United States National Museum Bulletin 103: 1-13.

Keats, D. W. & Chamberlain, Y. M. 1994. Two melobesioid coralline algae (Rhodophyta, Corallinales): *Mesophyllum erubescens* (Foslie) Lemoine and *Mesophyllum funafutiense* (Foslie) Verheij from

Sodwana Bay, South Africa. South African Journal of Botany 60: 175-190

______. 1993. *Sporolithon ptychoides* Heydrich and *S. episporum* (Howe) Dawson: two crustose coralline red algae (Corallinales, Sporolithaceae) in South Africa. South African Journal of Botany 59: 541-550.

Keats, D. W. & Maneveldt, G. 1997. First report of the melobesioid alga (Corallinales, Rhodophyta) *Mesophyllum incisum* (Foslie) Adey in South Africa. South African Journal of Botany 63 (4): 201-209.

Lebednik, P. A. 1978. Development of male conceptacles in *Mesophyllum* Lemoine and other genera of the Corallinaceae (Rhodophyta). Phycologia 17: 388-395.

Lemoine, M. 1928. Un nouveau genre de Mélobésiées: *Mesophyllum*. Bulletin de la Societe Botanique de France 75: 251-254.

Linné, V. C. 1767. Systema naturae 2: 1-73.

Littler, M. M. & Littler, D. S. 2000. Caribbean reef plants. Off Shore Graphics, Washington, D.C.

Martens, G von. 1870. Conspectus algarum Brasiliae hactenus detectarum. Vidensk Meddr dansk naturh. Foren 2:297-314.

Moura, C. W. N.; Kraus, J. E. & Cordeiro-Marinho, M. 1997. Metodologia para obtenção de cortes histológicos com historresina e coloração com azul de toluidina *O* para algas coralináceas (rhodophyta Corallinales). Hoehnea 24: 17-27.

Oliveira-Filho, E. C.; Ugadim, Y. & de Paula, É. J. 1979. Associated epibiota on *Sargassum* floating on the waters of the Brazilian current – biogeographical remarks. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 7: 5-9.

Philippi, R. A. 1837. Beweis, dass die Nulliporen Pflanzen sind. Archiv Für Naturgeschichte 3: 387-393.

Riosmena-Rodriguez, R. 1993. Una Propuesta de tecnica histológica para el estudio de algas coralinas (Corallinales: Rhodophyta). Revista Investigación Científica 4: 65-73.

Suneson, S. 1937. Studien über die Entwicklungsgeschichte der Corallinaceen. Lunds Universitets Årsskrift, Ny Följd, Andra Afdelningen 2, 33(2): 1-101.

Tâmega, F. T. S. & Figueiredo, M. A. O. 2005. Distribuição das algas calcárias incrustantes (Corallinales, Rhodophyta) em diferentes habitats na Praia do Forno, Armação dos Búzios, Rio de Janeiro. Rodriguésia 56: 123-132.

Taylor, W. R. 1931. A synopsis of the marine algae of Brazil. Revue Algologique 5: 279-313.

Tomita, N. Y. 1976. Contribuição ao conhecimento do gênero *Sporolithon* (Corallinaceae, Cryptonemiales) no Brasil. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 138p.

Townsend, R. A. 1979. *Synarthrophyton*, a new genus of Coralinaceae (Cryptonemiales, Rhodophyta) from the southem hemisphere. Journal of Phycology 15: 251-259.

Townsend, R. A.; Woelkerling, W. J.; Harvey, A. S. & Borowitzka, M. 1995. An account of the red algal genus *Sporolithon* (Sporolithaceae, Corallinales) in southern Australia. Australian Systematic Botany 8: 85-121.

Towsend, R. A. & Borowitzka, M.A. 2001. *Heydrichia homalopasta sp nov.* (Sporolithaceae, Rhodophyta) from Australia. Botanica Marina 44: 237-244.

Verheij, E. 1993. The genus *Sporolithon* (Sporolithaceae, *fam. nov.*, Corallinales, Rhodophyta) from the Spermond Archipelago, Indonesia. Phycologia 32: 184-196.

Verheij, E. 1992. Structure and reproduction of *Sporolithon episoredion* (Adey, Townsend *et* Boykins) *comb. nov.* (Corallinales, Rhodophyta) from the Spermonde Archipelago, Indonesia. Phycologia 31: 500-509.

Woelkerling, W. J. & Harvey, A. 1993. An account of southem Australia species *Mesophyllum* (Corallinaceae, Rhodophyta). Australian Journal of Systematic Botany 6: 571-637.

______. 1992. *Mesophyllum incisum* (Corallinaceae, Rhodophyta) in southem Australia: implications for generic and specific delimitation in the Melobesioideae. British Phycology Journal 27: 381-399.

Woelkerling, W. J. 1996. The order Corallinales. *In*: Womersley, H. B. S. (ed.). The Marine Benthic Flora of Sothern Australia, Part IIIB. Graphic Print Group, Adelaide. Pp. 146-323.

______. 1988. The Coralline red algae: An analysis of the genera and subfamilies of nongeniculate corallinaceae. Oxford University Press, Oxford.

______. 1983. A taxonomic reassessment of *Lithophyllum* (Corallinaceae, Rhodophyta) based on studies of R. A. Philippi's original collections. British Phycology Journal 18: 299-328.

Apocynaceae *s.l.* na Reserva Biológica da Represa do Grama, Descoberto, Minas Gerais, Brasil

Carolina Nazareth Matozinhos[1] & *Tatiana Ungaretti Paleo Konno*[2]

Resumo

(Apocynaceae *s.l.* na Reserva Biológica da Represa do Grama, Descoberto, Minas Gerais, Brasil) A Reserva Biológica da Represa do Grama está localizada no município de Descoberto, Zona da Mata do estado de Minas Gerais. A Reserva abrange uma área de 263,8 hectares com a predominância de florestas estacionais semideciduais baixo-montanas. Apocynaceae *s.l.* está representada na área por 12 espécies, distribuídas nos gêneros *Asclepias*, *Aspidosperma*, *Condylocarpon*, *Ditassa*, *Forsteronia*, *Himatanthus*, *Macroditassa*, *Matelea*, *Rauvolfia*, *Secondatia* e *Tabernaemontana*. Neste trabalho, são fornecidos chaves de identificação, descrições, ilustrações, distribuição geográfica e comentários para cada espécie.

Palavras-chave: Asclepiadaceae, flora, Zona da Mata, floresta estacional.

Abstract

(Apocynaceae *s.l.* in the "Reserva Biológica da Represa do Grama", Descoberto, Minas Gerais, Brazil) The "Reserva Biológica da Represa do Grama", located in the Municipality of Descoberto, Minas Gerais State, has 263,8 hectares, mostly covered by seasonal, semideciduous forest. Apocynaceae s.l. is represented in the area by 12 species and 11 genera (*Asclepias*, *Aspidosperma*, *Condylocarpon*, *Ditassa*, *Forsteronia*, *Himatanthus*, *Macroditassa*, *Matelea*, *Rauvolfia*, *Secondatia* e *Tabernaemontana*). Keys for genera and species, descriptions, illustrations, distribution and comments for each species are provided.

Key words: Asclepiadaceae, flora, Zona da Mata, semidecidous forest.

Introdução

A região da Zona da Mata do estado de Minas Gerais é constituída, em grande parte, por Florestas Estacionais Semideciduais Montanas e Submontanas (Projeto RADAMBRASIL 1983). Essas florestas encontram-se extremamente fragmentadas, devido a diversos tipos de perturbações, como fogo, pecuária, retirada seletiva de madeira e a crescente expansão das áreas urbanas (Oliveira-Filho *et al.* 1994; Meira-Neto *et al.* 1997).

Estudos a cerca dos fragmentos florestais em Minas Gerais, em especial na Zona da Mata, são esparsos e estão, em sua grande maioria, voltados para aspectos fitofisionômicos e estruturais (vide Meira-Neto *et al.* 1997; Lopes *et al.* 2002; Maragon *et al.* 2003; Silva *et al.* 2003; Ribas *et al.* 2003). Apesar do esforço empregado na elaboração de listagens florísticas, as abordagens taxonômicas para a região são ainda esparsas (e.g. Braz *et al.* 2002; Pereira *et al.* 2006).

A Reserva Biológica da Represa do Grama (RBRG) destaca-se dentre esses fragmentos por localizar-se em uma área de Importância Biológica Muito Alta e por estar incluída no Corredor Sudeste da Mata Atlântica, que congrega outros fragmentos importantes da Zona da Mata de Minas Gerais (Drummond *et al.* 2005). Desta forma, apresentamos um tratamento taxonômico para as espécies de Apocynaceae *s.l.* ocorrentes na área, dando continuidade aos estudos na RBRG (*vide* Pivari & Forzza 2004; Menini Neto *et al.* 2004; Assis *et al.* 2005; Almeida *et al.* 2005; Lobão *et al.* 2006). Objetiva-se com isso ampliar os dados sobre a vegetação de Minas Gerais e contribuir para o conhecimento taxonômico e biogeográfico desta família botânica.

Material e Métodos

A Reserva Biológica da Represa do Grama (RBRG) está localizada na mesorregião da Zona da Mata de Minas Gerais, no

Artigo recebido em 06/2007. Aceito para publicação em 01/2008.

[1]Acadêmica do Curso de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Juiz de Fora, Instituto de Ciências Biológicas, Herbário CESJ, Campus Universitário, Martelos, 36036-330, Juiz de Fora, MG, Brasil. cnmatozinhos@gmail.com

[2]Núcleo em Ecologia e Desenvolvimento Sócio-Ambiental de Macaé – NUPEM, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rua Rotary Club s/n, São José do Barreto, C.P. 119331, 27910-970, Macaé, RJ, Brasil. tkonno@uol.com.br

município de Descoberto (21°25'S – 42°56'W), cerca de 100 km ao NE de Juiz de Fora, e foi a primeira Reserva Biológica criada no estado. A RBRG abrange uma área de 263,8ha. de Floresta Estacional Semidecidual Montana, abrigando dois córregos que abastecem parcialmente os municípios de Descoberto e São João Nepomuceno (Pivari & Forzza 2004; Menini Neto *et al.* 2004).

Foram analisadas as coleções depositadas no Herbário CESJ, provenientes de coletas mensais realizadas entre 1999 e 2000, e material adicional de procedências distintas a partir das coleções depositadas nos herbários BHCB, CESJ e RB. As descrições e ilustrações das espécies foram baseadas nos materiais coletados na RBRG. Aspectos morfológicos florais foram uniformizados para Apocynaceae *s.l.*, aplicando-se o termo clavúncula para designar a cabeça do estilete em Apocynaceae *s.str.* e cabeça do ginostégio em Asclepiadoideae (Konno 2005).

Tratamento Taxonômico

Apocynaceae reúne cerca de 450 gêneros e 4.950 espécies com distribuição pantropical. No Brasil, ocorrem em ambientes campestres e florestais com cerca de 60 gêneros e 750 espécies (Giulietti *et al.* 2005), representadas em três subfamílias: Asclepiadoideae, Rauvolfioidae e Apocynoideae (Endress & Bruyns 2000).

São árvores, arbustos, lianas, trepadeiras ou ervas, latescentes. Folhas simples, alternas, opostas ou verticiladas, geralmente com coléteres nas axilas e/ou na base da lâmina foliar. Flores solitárias ou em cimeiras, hermafroditas, actinomorfas, pentâmeras. Corola geralmente contorta, campanulada, infundibiliforme ou hipocrateriforme, de colorido variado. Estames 5, epipétalos, anteras introrsas, por vezes adnatas à clavúncula (porção dilatada do estilete onde encontra-se a região estigmática), formando um ginostégio em Asclepiadoideae. Ovário súpero (semi-ínfero em *Himatanthus*), bicarpelar, geralmente apocárpico, glabro ou piloso; nectários ou discos nectaríferos geralmente presentes. Folículos secos ou carnosos, por vezes moniliformes, lomentos, drupas e bagas, sementes nuas, aladas, plumosas, por vezes ariladas.

Na RBRG, as três subfamílias de Apocynaceae ocorrentes no Brasil estão representadas por 11 gêneros: *Aspidosperma*, *Condylocarpon*, *Tabernaemontana*, *Himatanthus* e *Rauvolfia* são gêneros da subfamília Rauvolfioideae; *Forsteronia* e *Secondatia* pertencem às Apocynoideae; os demais, *Asclepias*, *Ditassa*, *Macroditassa* e *Matelea* fazem parte das Asclepiadoideae.

Chave de identificação para as espécies de Apocynaceae *s.l.* da Reserva do Grama

1. Prefloração da corola sinistrorsa; frutos com sementes sem coma. I. Subfamília Rauvolfioideae
   2. Lianas; domáceas presentes na lâmina foliar; frutos indeiscentes, moniliformes com mericarpos articulados .... 2. *Condylocarpon isthimicum*
   2'. Árvores ou arvoretas; domáceas ausentes na lâmina foliar; frutos foliculares não articulados ou drupáceos.
      3. Inflorescências com brácteas foliáceas, conspícuas; flores com sépalas desiguais; tubo da corola 15–20 mm compr. .... 3. *Himatanthus lancifolius*
      3'. Inflorescências com brácteas escamiformes, inconspícuas; flores com sépalas iguais; tubo da corola 1–9 mm compr.
         4. Colétcres auscntes nas sépalas; cstames inseridos próximo a fauce da corola, acima da clavúncula; disco nectarífero anular.
            5. Folhas verticiladas; coléteres presentes na região nodal; inflorescência terminal com 2–3 paracládios pleioasiais; clavúncula com tricomas na base ....4. *Rauvolfia mattfeldiana*

5'. Folhas alternas; coléteres ausentes na região nodal; inflorescência axilar, cimosa; clavúncula sem tricomas na base .... 1. *Aspidosperma spruceanum*

4'. Coléteres presentes nas sépalas; estames inseridos no terço inferior do tubo da corola, abaixo da clavúncula; disco nectarífero ausente.

6. Botões florais de ápice largo ovóide; sépalas ovadas, eretas; lobos da corola 9–15 mm compr. .... 5. *Tabernaemontana laeta*

6'. Botões florais de ápice elipsóide; sépalas lanceoladas, curvadas a patentes; lobos da corola 5–7 mm compr. .... 6. *Tabernaemontana hystrix*

1'. Prefloração da corola dextrorsa ou valvar; frutos com sementes comosas.

7. Pólen liberado individualmente (mônades ou tétrades). (II. Subfamília Apocynoideae).

8. Flores com corola sub-rotácea; estames parcialmente exsertos, filetes inseridos no tubo da corola, parcialmente livres com apêndice caloso; folículo moniliforme .... 7. *Forsteronia refracta*

8'. Flores com corola hipocrateriforme; estames inclusos; filetes totalmente adnatos ao tubo da corola, sem apêndice caloso no ápice; folículo fusiforme .... 8. *Secondatia densiflora*

7'. Pólen agrupado em polínias (III. Subfamília Asclepiadoideae).

9. Erva ereta; flores com corola vermelha; sépalas e lobos da corola reflexos .... 9. *Asclepias curassavica*

9'. Trepadeira; flores com corola alva a esverdeada; sépalas e lobos da corola patentes ou eretos.

10. Corola com calosidades verrucoso-pilosas entre os lobos na fauce; corona com segmentos bicornados no ápice; polínias horizontais com caudículas articuladas .... 12. *Matelea capillacea*

10'. Corola sem calosidades na fauce; corona com segmentos inteiros; polínias pendentes com caudículas não articuladas.

11. Folhas tomentosas; inflorescência subaxilar, alterna; corola campanulada, pubérula; segmentos externos da corona planos, mais baixos que o ginostégio .... 10. *Ditassa tomentosa*

11'. Folhas glabras; inflorescência axilar, oposta; corola rotácea, internamente barbelada; segmentos externos da corona cuculados na base, mais altos que o ginostégio .... 11. *Macroditassa lagoensis* var. *cucullata*

I. Subfamília Rauvolfioideae

Folhas alternas, opostas ou verticiladas. Corola com prefloração sinistrorsa; anteras livres da clavúncula. Pólen em mônades ou tédrades liberados individualmente. Sementes sem coma, aladas, ariladas, ou nuas.

1. *Aspidosperma spruceanum* Benth. *ex* Müll. Arg., Fl. bras. 6(1): 52. 1860.

Fig. 1, d-c

Árvore 10–18 m alt., ramos lisos, acinzentados, lenticelas ausentes, pubescentes; coléteres ausentes na região nodal. Folhas alternas, iguais entre si; pecíolo 13–28 mm compr., glabro; lâmina foliar 5,2–9 × 2,8–3,2 cm, oblongo-lanceolada, ápice acuminado, margem inteira, base aguda, subcoriácea, face abaxial pulverulenta e adaxial glabra, lustrosa. Inflorescência axilar, cimosa, multiflora; pedúnculo 5,6–6 cm compr.; brácteas escamiformes, inconspícuas. Flores amarelas a laranja; pedicelo ca. 0,7 mm compr., tomentoso; sépalas ca. 3 × 1 mm compr., iguais entre si, eretas, ovadas, tomentosas, coléteres ausentes; corola hipocrateriforme, lobos ca. 2 × 1 mm, lineares a lanceolados; tubo 3–4 mm compr., ligeiramente dilatado na base, internamente piloso; estames inclusos, inseridos

próximo a fauce, acima da clavúncula, filetes fundidos ao tubo; anteras ca. 5 mm, ovadas. Ovário oblongo-ovóide, glabro; disco nectarífero anular; estilete ca. 0,4 mm compr., cilíndrico; clavúncula clavada com apêndice bífido, glabra. Folículos castanho-cinzentos, 7,5–8,5 × 4,1–5 cm, piriformes, tomentosos; sementes ca. 6 × 4,8 cm, orbiculares com alas alvas.

Material examinado: IX.2002, fr., *R.C. Forzza et al. 2215* (CESJ).

Material adicional examinado: BRASIL, MINAS GERAIS: Belo Horizonte, III.2002, fl., *J.R. Stehmanm et al. 3026* (BHCB).

Aspidosperma spruceanum é facilmente reconhecível pelo grande porte, látex vermelho e folhas coriáceas (Marcondes-Ferreira 1988). A espécie tem ampla distribuição em formações de mata no território brasileiro, com seu limite sul sendo a Serra da Mantiqueira. É freqüente nas matas de Minas Gerais (Oliveira-Filho 2006).

2. *Condylocarpon isthmicum* (Vell.) A.DC., Prodr. 8: 381. 1844. Fig. 1, f-i

Liana lenhosa, ramos lisos, os jovens castanhos, os velhos acinzentados, esparsamente lenticelados, tomentulosos; coléteres presentes próximo a base do pecíolo. Folhas verticiladas, 3 por nó, iguais entre si; pecíolo 0,7–1,6 mm compr., glabro; lâmina foliar 7–9,5 × 3,4–3,7 cm elíptica a elíptico-ovada, ápice agudo a caudado, margem inteira, base atenuada, cartácea, glabra, domáceas presentes na face abaxial. Inflorescência axilar, cimosa, multiflora; pedúnculo ca. 4 cm compr.; brácteas inconspícuas; botões florais globóides, ca. 4 mm compr.. Flores alvo-amareladas; pedicelo 1–4 mm compr., glabro; sépalas ca. 0,1 mm × 0,2 mm , iguais entre si, cretas, ovadas, glabras, coléteres ausentes; corola infundibuliforme, lobos ca. 4 × 1,5 mm, longamente caudados; tubo ca. 1 mm compr., alargado na base, internamente piloso; estames inclusos, inseridos na porção mediana do tubo, acima da clavúncula, filetes fundidos ao tubo; anteras ca. 2 mm compr., ovadas. Ovário piriforme, glabro, disco nectarífero ausente; estilete ca. 0,2 mm compr.; clavúncula subglobosa a globosa, sem apêndices, séssil. Folículo moniliforme, mericarpos articulados, verdes a castanhos, ca. 11 × 14,5 cm, glabros; sementes ca. 1 cm compr., fusiformes.

Material examinado: XI.2000, fl. *R.C. Forzza et al. 1707* (CESJ); III.2004, fr., *R.C. Forzza et al. 2944* (RB).

Condylocarpon isthmicum é reconhecível pelos frutos articulados e lâminas foliares com domáceas. Espécie heliófila de ampla distribuição (Fallen 1983), ocorrendo principalmente em mata ciliares ou áreas perturbadas. Na RBRG, é encontrada em abundância no interior da mata.

3. *Himatanthus lancifolius* (Müll. Arg.) Woodson, Ann. Missouri Bot. Gard. 25: 193. 1938. Fig. 1, a-c

Arvoreta, 3–7 m alt., ramos suberosos, avermelhados, não lenticelados, glabros; coléteres ausentes na região nodal. Folhas alternas, iguais entre si; pecíolo 2,1–2,6 cm compr., glabro; lâmina foliar 11,5–22 × 3–5,5 cm, oblongo-lanceolada, ápice acuminado curto caudado, margem inteira, base atenuada, subcoriácea, glabra. Inflorescência terminal, cimosa, multiflora; pedúnculo 3–4 cm compr.; brácteas foliáceas, petalóides, com 2 flores geminadas e 1 botão elipsóide. Flores brancas; pedicelo 4–9 mm compr., glabro; sépalas 0,5–2 mm compr., desiguais, 2 ou 3 pequenas, 1 ou 2 maiores, eretas, as menores triangulares e as maiores lanceoladas, glabras, coléteres ausentes; corola hipocrateriforme, lobos 17–21 × ca. 6 mm, oblongo elípticos; tubo 1,5–2 cm compr., estreito, internamente piloso; estames inclusos, inseridos na base do tubo, acima da clavúncula; filetes fundidos ao tubo; anteras ca. 3 mm compr., ovadas. Ovário oblongo, glabro; disco nectarífero ausente; estilete ca. 3 mm compr., colunar; clavúncula sem tricomas, com apêndice bífido, curto. Frutos não observados.

Material examinado: XI 2001, fl., *R.Castro & D.S. Pifano 691* (CESJ); II 2001, fl., *L.Meireles et al. s.n.* (CESJ 34464).

Himatanthus lancifolius é distinguível por seu caule rugoso e inflorescência articulada

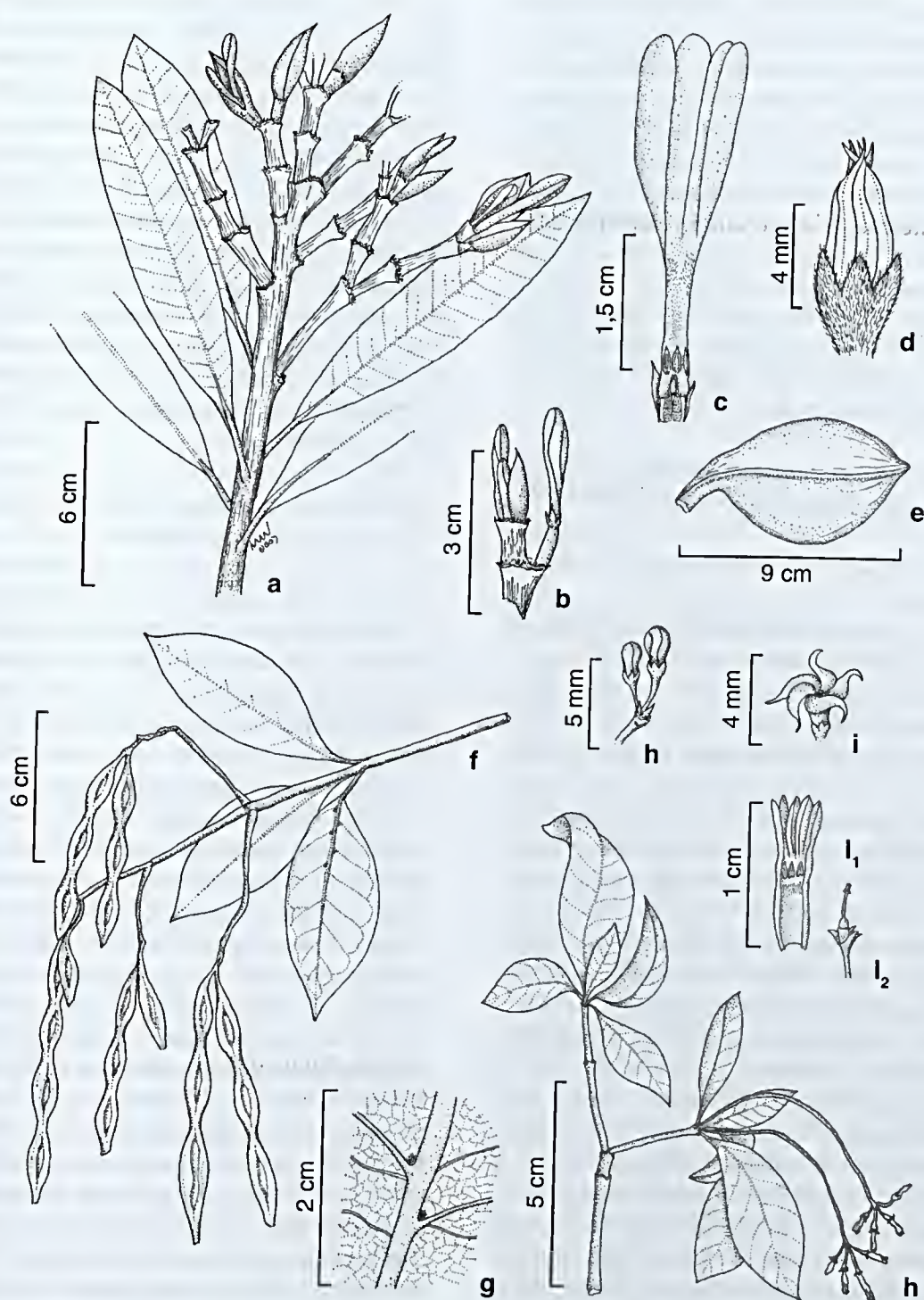



Figura 1 – a-c. *Himatanthus lancifolius* – a. ramo com inflorescência, b. detalhe do botão e bráctea floral, c. detalhe da flor com uma pétala removida. d-e. *Aspidosperma spruceanum* – d. flor, e. fruto. f-i. *Condylocarpon isthmicum* – f. ramo com frutos; g. detalhe das domácias na face abaxial da lâmina foliar; h. botões florais; i. flor. j-l. *Rauvolfia mattfeldiana* – j. ramo com inflorescência; l_1. corola aberta mostrando os estames; l_2. detalhe do gineceu. (a-c *Castro 691*; d-e *Forzza 2215*; f-i *Forzza 1707*; j-l *Castro 744*).

com muitos coléteres. Distribui-se pelos estados do Rio de Janeiro, Minas Gerais, Espírito Santo e Bahia. É morfologicamente próximo de *H. phagedaenicus* (Mart.) Woods, porém este possui folhas oblanceolares mais largas e também flores maiores (Plumel 1991). Spina (2004) considera *H. lancifolius* um sinônimo de *H. bracteatus* (A.DC.) Woods. Contudo, por ser um posicionamento taxonômico ainda inédito, não será aqui adotado. De acordo com Oliveira-Filho (2006), *H. lancifolius* é rara para a região de Minas Gerais. A espécie foi coletada na RBRG em borda de mata ou mata ciliar.

4. *Rauvolfia mattfeldiana* Markgr., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 20: 120. 1924.

Fig. 1 j-l

Arbusto ca. 2 m alt., ramos levemente rugosos, os jovens castanhos e os velhos acinzentados, lenticelados, glabros; coléteres presentes na região nodal. Folhas verticiladas, 4–5 por nó, anisófilas; pecíolo 4–7 mm compr., glabro; lâmina foliar 2–7,8 × 0,8–1,3 cm, elíptica a oval-elíptica, ápice agudo a caudado, margem levemente revoluta, base aguda, membranácea a cartácea, glabra, nervura primária proeminente. Inflorescência terminal, com 2–3 paracládios fasciculados, pleiocasiais, 2–5 flores; pedúnculo 2,5–3 cm compr.; brácteas escamiformes inconspícuas. Flores brancas com máculas vermelhas nos lobos; pedicelo 0,8–1 cm compr., glabro; sépalas 1–2 × ca. 1 mm, iguais entre si, eretas, triangulares, glabras, coléteres ausentes; corola hipocrateriforme, lobos ca. 3 x 1,2 mm, oblíquos-oblongos; tubo ca. 6 mm compr., alargado no terço superior, internamente piloso; estames inclusos, inseridos próximo a fauce, acima da clavúncula, filetes fundidos ao tubo; anteras 0,7–1 mm compr., ovadas de ápice apiculado. Ovário orbicular, glabro; disco nectarífero anular; estilete 2–3,2 mm compr., cilíndrico; clavúncula cilíndrica, alargando na base, com coroa de tricomas. Frutos não observados.
Material examinado: XII. 2001, fl., *R. Castro et al. 744* (CESJ).

Rauvolfia mattfeldiana distingue-se das demais espécies da RBRG pelos catáfilos na região nodal e pelos paracládios fasciculados. As flores não ultrapassam 1 cm compr., sendo alvas com máculas vermelhas nos lobos.

Segundo Koch (2002), esta espécie é endêmica do Brasil, sendo sua localidade-tipo em ambientes secos de caatinga ou carrascos no estado da Bahia, ocorrendo também em vegetação de restinga no sul da Bahia e Espírito Santo. Este é o primeiro registro desta espécie para o estado de Minas Gerais e para formações de florestas estacionais, ampliando a distribuição geográfica e ecológica do táxon (I.Koch, comun. pess.).

5. *Tabernaemontana hystrix* Steud., Nomencl. Bot., ed. 2, 2: 658. 1841.

Fig. 2 a-b

Arvoretas 1,5–4 m alt., ramos rugosos, acinzentados, raro lenticelados, glabros; coléteres presentes na região nodal. Folhas opostas, anisófilas; pecíolo 0,5–1 mm compr., glabro; lâmina foliar 4,7–10 × 1,6–3,2 cm, estrito- elíptica a elíptica, ápice acuminado a curto caudado, margem inteira, base cuneada, cartácea a subcoriácea, glabra. Inflorescência axilar, cimosa, multiflora; pedúnculo 1,5–2,5 cm compr.; brácteas escamiformes, inconspícuas, botões florais de ápice elipsóide, 5–7 mm comp., menor ou igual ao tubo. Flores brancas a laranja; pedicelo 1–1,1 cm compr., glabro; sépalas ca. 4,3 mm compr., iguais entre si, curvas a patentes, lanceoladas, glabras, coléteres presentes; corola hipocrateriforme, lobos 5–7 × 2–3 mm, dolabriformes; tubo 7–9 mm compr., cilíndrico alargado na base, internamente piloso; estames inclusos, inseridos no terço inferior do tubo, abaixo da clavúncula, filetes fundidos ao tubo; anteras ca. 4 mm compr., sagitadas. Ovário ovóide, glabro; disco nectarífero ausente; estilete cilíndrico, ca. 2 mm compr.; clavúncula cilíndrica com 5 projeções basais, 5 projeções globosas no ápice e 2 apêndices apicais. Frutos não observados.
Material examinado: XI.2000, fl., *R. C. Forzza et al. 1732* (CESJ); XI.2001, fl., *R. Castro et al 690* (CESJ);

XII.2001, fl., *D. S. Pifano et al. 210* (CESJ); I.2001, fl., *R. Castro et al. 766* (CESJ).

Tabernaemontana hystrix possui folhas mais cartáceas a subcoriáceas e flores com tubo mais longo que o ápice do botão floral, além de lobos menores quando comparada a *T. laeta*. Ocorre no sudeste do Brasil, sendo considerada raríssima na região de Minas Gerais (Oliveira-Filho 2006). *Tabernaemontana hystrix* é muito confundida com *T. catharinensis*. (Koch & Kinoshita 1999). De acordo com Leeuwenberg (1994), as proporções entre os comprimentos do cálice, tubo da corola e lobos sustentam a diferenciação entre estas duas espécies. No entanto, a utilização destes caracteres dificulta uma identificação precisa, possivelmente decorrente da variação encontrada em fases ontogênicas distintas. Por ausência de outras características que sustentem este delineamento, julga-se necessário uma nova avaliação para estas duas espécies (I. Koch, comun. pess.)

6. *Tabernaemontana laeta* Mart. Flora 20, Beibl. 2: 98. 1837. Fig. 2 c-d

Arvoretas ou árvores 3–12 m alt., ramos rugosos, acinzentados a castanhos, lenticelados, glabros; coléteres presentes na região nodal. Folhas opostas, congestas no ápice dos ramos, anisófilas; pecíolo 0,5–1,7 mm compr., glabro; lâmina foliar 6–15 × 3,5–5,6 cm, oblanceolada a largo elíptica, ápice raramente retuso, acuminado a caudado, margem inteira, base cuneada oblíqua a atenuada, cartácea, glabra. Inflorescência axilar, cimosa, multiflora; pedúnculo 1,3–3,5 cm compr.; brácteas inconspícuas; botões florais ápice largo ovóide, ca. 8 mm compr., igual ao tubo. Flores brancas; pedicelo 9–16 mm compr., glabro; sépalas ca. 3 × 1,8 mm, iguais entre si, eretas, ovadas, glabras, coléteres presentes; corola hipocrateriforme; lobos 9–15 × 5–7 mm, dolabriformes; tubo ca. 8 mm compr., cilíndrico alargado na base, internamente piloso; estames inclusos, inseridos no terço inferior do tubo, abaixo da clavúncula; filetes fundidos ao tubo; anteras ca. 4 mm compr., sagitadas. Ovário ovóide, glabro; disco nectarífero ausente; estilete cilíndrico, 1,5–2 mm compr.; clavúncula com projeções na base e 2 apêndices apicais. Folículos verdes a castanhos, 3,1–3,7 × 2–2,8 cm, reniformes, muricados; sementes ca. 10 × 4,5 mm, elípticas, com arilo laranja.

Material examinado: X.2000, fl., *L. Meirelles et al. s.n.* (CESJ 31441); VI.2001, fl. e fr., *R. Castro et al. 473* (CESJ); X.2001, fl., *R. C. Forzza et al. 1896* (CESJ); XI.2001, fl., *D. S. Pifano et al. 198* (CESJ).

Tabernaemontana laeta possui flores com lobos mais largos e folhas membranáceas. Ocorre por todo o sudeste do Brasil, principalmente em matas semideciduas. É considerada rara em Minas Gerais (Oliveira-Filho 2006). Na RBRG, é encontrada nas bordas de mata e em clareiras. Os aspectos fenológicos e ecológicos desta espécie são muito semelhantes aos da espécie *T. hystrix* que também ocorre na RBRG.

II. Subfamília Apocynoideae

Folhas opostas. Corola com prefloração dextrorsa; anteras adnatas a clavúncula; pólen em mônades ou tédrades liberados individualmente. Sementes comosas.

7. *Forsteronia refracta* Müll. Arg., Fl. bras. 6(1): 97. 1860. Fig. 2 e-f

Liana, ramos rugosos, castanhos, lenticelados, glabros; coléteres presentes na região nodal. Folhas opostas, iguais entre si; pecíolo 5–7 mm compr., glabro; lâmina foliar 9,8–10,5 × 3,8–4,7 cm, elíptica a ovada, ápice agudo a curto caudado, margem inteira, base aguda, subcoriácea, glabra, domáceas glabras em criptas na face abaxial, coléteres 2 na base da nervura central. Inflorescência terminal, tirsiforme, multiflora; pedúnculo 8,5–10 mm compr.; brácteas escamiformes, inconspícuas; botões florais cuneiformes, ca. 1 mm compr. . Flores brancas; pedicelo 1–2 mm compr., glabro; sépalas ca. 1 mm compr., iguais entre si, eretas, ovadas, glabras, coléteres presentes; corola sub-rotácea; lobos ca 3 × 1,5 mm, ovados; tubo ca. 1 mm compr., curto e obcônico, internamente piloso; estames parcialmente exsertos, inseridos próximo a

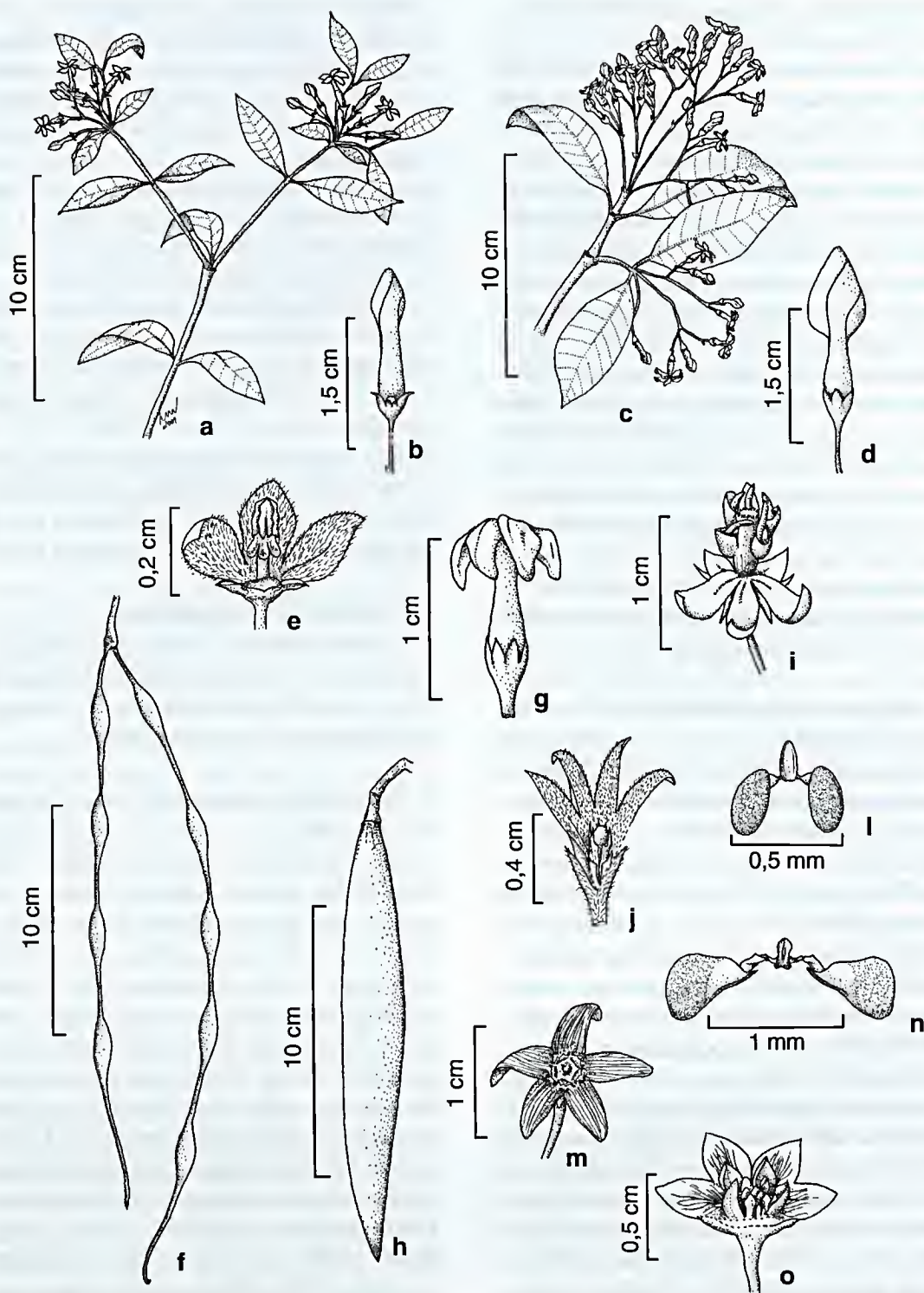



Figura 2 – a-b. *Tabernaemontana hystrix* – a. hábito; b. detalhe do botão floral. c-d. *T. laeta* – c. ramo com inflorescência; d. botão floral. e-f. *Forsteronia refracta* – e. flor, com duas lacíneas removidas; f. fruto. g-h. *Secondatia densiflora* – g. flor; h. fruto. i. *Asclepias curassavica* – i. flor. j-l. *Ditassa tomentosa* – j. flor com pétala removida; l. polinário. m-n. *Matelea capillacea* – m. flor; n. polinário. o. *Macroditassa lagoensis* var. *cucullata* – o. flor com pétala removida. (a-b *Castro 744*; c-d *Meireles s.n.* (CESJ 31441); e-f *Castro 145*; g-h *Castro 421*; i *Castro 471*; j-l *Forzza 2178*; m-n *Lopes 30*; o *Castro 421*).

fauce, no nível da clavúncula; filetes parcialmente livres, com apêndice caloso; anteras ca. 1 mm compr., oblongas. Ovário ovóide, piloso; disco nectarífero 5-lobado; estilete ca. 1 mm compr., cilíndrico alargado na base; clavúncula oblonga, com 5 projeções e apêndice apical bífido. Folículos moniliformes, segmentados, castanhos, 15–20 cm compr. glabros; sementes 2–3 cm compr., subcilíndricas, coma alaranjada.

Material examinado: II.2001, fr., *R. Castro & P. Fiaschi 145* (CESJ).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Coronel Pacheco, X.1970, fl., *Hernizer 408* (RB); RIO DE JANEIRO: Vale do Bonsucesso-Contorno, Rio-Petrópolis, XI.1970, fl., *L. Krieger s.n.* (CESJ 9615);

Forsteronia refracta é uma espécie heliófila que possui folículos moniliformes castanhos e sementes com coma alaranjada. Além disso, as domáceas nesta espécie são em forma de criptas glabras e os filetes apresentam apêndices. Ocorre amplamente na América do Sul e no Brasil, onde se estende pelas Regiões Centro-Oeste, Sudeste até Sul. Na RBRG, é encontrada na orla da mata ou em clareiras.

8. *Secondatia densiflora* A.DC., Prodr. 8: 445. 1844. Fig. 2 g-h

Liana, ramos rugosos, avermelhados, lenticelados, glabros; coléteres ausentes na região nodal. Folhas opostas, iguais entre si; pecíolo 8–12 mm compr., canaliculado, glabro; lâmina foliar 6,6–7,6 × 2,4–3,3 cm, obovada, oblongo-elíptica a lanceolada, ápice acuminado, margem inteira, base cuneada, cartácea, glabra, com a face abaxial opaca e adaxial brilhante. Inflorescência terminal, raramente axilar, cimosa, multiflora; pedúnculo 3–4,5 cm compr., brácteas escamiformes, inconspícuas; botões florais de ápice elipsóide menor que o tubo. Flores brancas a creme; pedicelo 3–7 mm compr., glabro; sépalas ca. 2 × 1 mm iguais entre si, eretas, ovadas, glabras, coléteres presentes; corola hipocrateriforme; lobos 5–3 × ca. 1,3 mm, obliquamente obovados; tubo ca. 7 mm compr., estreito alargado na base, internamente piloso; estames inclusos, inseridos próximo a base do tubo, abaixo da clavúncula; anteras 3–4 mm, linear-lanceoladas. Ovário ovóide, glabro; disco nectarífero 5-lobado; estilete ca. 1,5 mm, cilíndrico; clavúncula cilíndrica de ápice cônico de mesmo tamanho do estilete. Folículos fusiformes, castanhos 13,5–16 × 1,6–1,8 cm, glabros; sementes 2–3 cm oblongo-elípticas com coma alvo.

Material examinado: V.2001, fr., *R. Castro et al. 420* (CESJ).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Januária, IX. 2001, fl, fr., *M. Bovini et al. 2327* (RB).

Secondatia densiflora tem ramos mais robustos que as demais lianas da reserva e um folículo lenhoso. Apresenta ampla distribuição por toda a América do Sul, alcançando até o sudeste do Paraguai. No Brasil, tem sua distribuição na região amazônica e principalmente no cerrado do Planalto Central do Brasil. Na RBRG, foi encontrada no interior de mata em locais bem iluminados.

III. Subfamília Asclepiadoideae

Folhas opostas. Corola com prefloração dextrorsa; anteras fortemente adnatas à clavúncula (ginostégio); pólen agrupado em polínias, presos a um translador, formando polinários.

9. *Asclepias curassavica* L., Sp. Pl. 1: 215. 1753. Fig. 2 i

Erva, ramos glabros. Folhas opostas, pecíolo 0,8–1 cm compr., glabro; lâmina foliar 5,5–10 × 1,7–2 cm, lanceolada, ápice acuminado, margem inteira, base atenuada, glabra, cartácea; coléteres presentes na base da lâmina foliar. Inflorescência subaxilar, umbeliforme, 8–12 flores; pedúnculo 3,5–4 cm compr., tomentoso; pedicelo 6–13 mm compr., pubescente; sépalas reflexas, 3,2–3,5 × 0,7–0,8 mm, linear lanceoladas, tomentosas; corola vermelha, rotácea, lobos 4–6 × 2,6–3,1 mm, oval-lanceolados, margem inteira, glabros em ambas as faces, reflexos. Corona simples, segmentos cuculados, providos de um cornículo adaxial inflexo. Ginostégio estipitado, ápice da

clavúncula capitado a subplano; dorso das anteras retangular, apêndices membranáceos fletidos, asas mais longas que o dorso; retináculo sagitado, caudículas descendentes, polínias pendentes, claviformes, achatadas lateralmente. Fruto não observado.
Material examinado: VI.2001, fl., *R. Castro et al. 471* (CESJ).

Asclepias curassavica é subespontânea e facilmente reconhecível por sua corola vermelha e corona amarela. Ocorre amplamente no Brasil. Na RBRG, é encontrada em clareiras ou bordas de matas.

10. ***Ditassa tomentosa*** (Decne.) Fontella, Bol. Mus. Bot. Munic. 39: 1. 1979. Fig. 2 j-l

Trepadeira, ramos volúveis, tomentosos. Folhas opostas, pecíolo ca. 5 mm compr., tomentoso, lâmina foliar 2–5 × 0,5–1,4 cm, elíptica a levemente obovada, ápice mucronado, margem revoluta, base cuneada, tomentosa, membranácea a cartácea; coléteres presentes na base da lâmina foliar. Inflorescência subaxilar, umbeliforme, 4–9 flores; pedúnculo 1,5–2,3 mm compr.·tomentoso; pedicelo 1,3–2,2 mm compr., tomentoso; sépalas eretas, ca. 2 mm compr., ovais a lanceoladas, hirsutas; corola alva, campanulada, lobos ca. 5 × 1,3 mm, lanceolados, margem revoluta, glabros externamente, internamente pubérulos, eretos. Corona dupla, segmentos externos oval-triangulares, mais baixos que o ginostégio, segmentos internos reduzidos a pequenas projeções inseridas abaixo do dorso das anteras. Ginostégio séssil, ápice da clavúncula capitado; dorso das anteras subcônico, apêndices membranáceos eretos, asas mais longas que o dorso; retináculo oblongo, caudículas horizontais, polínias pendentes, ovóides. Fruto não observado.
Material examinado: IV.2002, fl., *R.C. Forzza et al. 2178* (CESJ).

Ditassa tomentosa é típica por seu indumento nas folhas e lobos da corola sempre eretos (Konno 2005). Ocorre no Brasil, nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná, em áreas de cerrado, florestas estacionais e floresta atlântica. Na RBRG, é encontrada no interior e orla da mata.

11. ***Macroditassa lagoensis* var. *cucullata*** (E. Fourn.) Fontella & M.V. Ferreira, Bradea 8 (18): 102. 1998. Fig. 2 o

Trepadeira, ramos volúveis, glabros. Folhas opostas, pecíolo 1,5–2,2 cm compr., glabro, lâmina foliar 9,2–11,4 × 4–4,5 cm, elíptica a levemente obovada, ápice cuspidado a curto caudado, margem inteira, base cuneada, glabra, membranácea a cartácea, coléteres presentes na base da lâmina foliar. Inflorescência umbeliforme, axilar, oposta, 4–5 flores; pedúnculo 1,5–2,3 cm compr., glabro; pedicelo 1–1,2 cm compr., glabro; sépalas eretas, ca. 2 × 1 mm compr., ovais triangulares, glabras; corola roxa em botão e alva quando em antese, rotácea, lobos ca. 5 × 2,5 mm, ovais triangulares, margem inteira, papilosos, barbelados na porção mediana basal, suberetos. Corona dupla, segmentos externos oval-lanceolados, cuculados na base, mais altos que o ginostégio e internos tão longos quanto o ginostégio. Ginostégio séssil, ápice da clavúncula mamilado; dorso das anteras quadrado, apêndices membranáceos eretos, asas tão longas quanto o dorso; retináculo oblongo, caudículas horizontais, polínias pendentes, oblongas. Fruto não observado.
Material examinado: V.2001, fl., *R. Castro et. al. 421* (CESJ).

Macroditassa lagoensis var. *cucullata* possui flores com lobos barbelados e flores de coloração alva. O gênero tem distribuição exclusiva na América do Sul, com espécies encontradas principalmente nas matas ciliares dos estados de MG, RJ e SP, entre 400 e 1150 m de altitude. *M. lagoensis* var. *cucullata* está representada no estado de Minas Gerais, até o presente trabalho, apenas por coletas de Carangola (Fontella-Pereira & Ferreira 2005). Na RBRG, é encontrada no interior da mata.

12. ***Matelea capillacea*** (E. Fourn.) Fontella & E.A. Schwarz, Bol. Mus. Bot. Munic. 46: 6. 1981. Fig. 2 m-n

Trepadeira, ramos volúveis, glabros. Folhas opostas, pecíolo 1–2 cm compr., glabro; lâmina foliar 8–17 × 2,5–5 cm, lanceolada, ápice

agudo, margem inteira, base cuneada, glabra, membranácea a subcartácea; coléteres presentes na base da lâmina foliar. Inflorescência umbeliforme, axilar, 5–7 flores; pedúnculo 5–10 cm compr., glabro; pedicelo 3–4 cm compr., glabro; sépalas eretas, ca. 2 mm compr., lanceoladas, glabras; corola verde, rotácea, lobos 8–9 × 3,2–3,5 mm, lanceolados, margem inteira, providos de calosidades verrucoso-tomentosas na fauce e entre os lobos, glabros em ambas as faces, patentes. Corona com segmentos ginostegiais totalmente unidos entre si, formando um anel carnoso, bicornados no ápice. Ginostégio estipitado, ápice da clavúncula depresso; dorso das anteras obtrapeziforme, asas mais longas que o dorso; retináculo sagitado, caudículas horizontais, articuladas, polínias horizontais, dolabriformes. Folículo fusiforme, 5-costado; sementes ovadas com ápice denteado.

Material examinado: X.2001, fl., *A. Lopes & V. Scalon 30* (CESJ); XI.2001, fl., *G. Augustin et al. s.n.* (CESJ 35080); I.2002, fr., *R.Castro et al. 760* (CESJ); XI.2002, fl., *M.O. Pivari et al.* 170 (CESJ).

Matelea capillacea é característica por suas flores verdes de estrias e folhas cinéreas na face abaxial. No Brasil, tem sido coletada nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e Espírito Santo (Fontella-Pereira & Schwarz 1981). Ocorre na RBRG no interior de mata e mata ciliar.

Agradecimentos

As autoras agradecem ao Herbário Leopoldo Krieger (CESJ) pela infra-estrutura cedida; a Rafaela C. Forzza pelo incentivo à execução desta monografia; a Ingrid Koch pelos imprescindíveis comentários taxonômicos; a Luiz Menini Neto pela confecção das ilustrações e aos revisores anônimos pelas valiosas sugestões.

Referências Bibliográficas

Almeida, V. R.; Temponi, L. G. & Forzza, R. C. 2005. A família Araceae na Reserva Biológica da Represa do Grama, Descoberto, Minas Gerais, Brasil. Rodriguésia 56(88): 127-144.

Assis, L. C. S.; Forzza, R. C. & Werff, H. van der. 2005. A família Lauraceae na Reserva Biológica da Represa do Grama, Descoberto, Minas Gerais, Brasil. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 23(1): 113-139.

Braz, D. M., Carvalho-Okano, R. M. & Kameyama, C. 2002. Acanthaceae da Reserva Florestal Mata do Paraíso, Viçosa, Minas Gerais. Revista Brasileira de Botânica 25(4): 495-504.

Drummond, G. M.; Martins, C. S.; Machado, A. B. M.; Baio, F. C. A. & Antonini, Y. 2005. Biodiversidade em Minas Gerais: um atlas para sua conservação. 2ª ed. Fundação Biodiversitas, Belo Horizonte, 222p.

Endress, M. E. & Bruyns, P. V. 2000. A revised classification of the Apocynaceae s.l. The Botanical Review 66: 1-56.

Fallen, M. E. 1983. A taxonomic revision of *Condylocarpon* (Apocynaceae). Annals of the Missouri Botanical Garden 70: 149-169.

Fontella-Pereira & Schwarz, E. A. 1981. Estudos em Asclepiadaceae XIII: novos sinônimos e novas combinações. Boletim do Museu Botânico Municipal, Curitiba, 46: 1-10.

Fontella-Pereira & Ferreira, M. V. 2005. O gênero *Macroditassa* (Apocynaceae - Asclepiadoideae) no Brasil. Bonplandia 14 (1-2): 7-34.

Giulietti, A. M.; Harley, R. M.; Queiroz, L. P.; Wanderley, M. G. L. & Van den Berg, C. 2005. Biodiversity and Conservation of Plants in Brazil. Conservation Biology 19(3): 632-639.

Koch, I. & Kinoshita, L. S. 1999. As Apocynaceae da região de Bauru, SP. Acta Botanica Brasilica 13(1): 61-86.

Koch, I. 2002. Estudos das espécies neotropicais do gênero *Rauvolfia* L. (Apocynaceae). Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas.

Konno, T. U. P. 2005. *Ditassa* R.Br. no Brasil (Asclepiadoideae-Apocynaceae) Tese de

Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo.

Leeuwenberg, A. J. M. 1994. A revision of *Tabernaemontana*. II: The New World Species and *Stemnadenia*. Series of revisions of Apocynaceae: XXXVI. Royal Botanical Gardens, Kew, 450p.

Lobão, A. Q.; Forzza, R. C. & Mello-Silva, R. 2006. Annonaceae da Reseva Biológica da Represa do Grama, Descoberto, Minas Gerais, Brasil, com uma nova espécie *Unonopsis bauxitae*. Rodriguésia 57(1): 137-147.

Lopes, W. P.; Paula, A.; Sevilha, A. C. & Silva, A. F. 2002. Composição da flora arbórea de um trecho de floresta estacional no Jardim Botânico da Universidade Federal de Viçosa (face sudoeste), Viçosa, MG. Revista Árvore 26(3): 339-347.

Marangon, L. C.; Soares, J. J. & Feliciano, A. L. P. 2003. Florística arbórea da Mata da Pedreira, município de Viçosa, Minas Gerais. Revista Árvore 27(2): 207-215.

Marcondes-Ferreira, W. 1988. *Aspidosperma* Mart. nom. cons. (Apocynaceae): revisão taxonômica. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas.

Meira-Neto, J. A. A.; Souza, A. L.; Silva, A. F. & Paula, A. 1997. Estrutura de uma floresta estacional semidecidual submontana em área diretamente afetada pela Usina Hidrelétrica de Pilar, Ponte Nova, Zona da Mata de Minas Gerais. Revista Árvore 21(3): 337-344.

Menini Neto, L.; Almeida V. R. & Forzza, R. C. 2004. A família Orchidaceae na Reserva Biológica da Represa do Grama, Descoberto, Minas Gerais, Brasil. Rodriguésia 55(84): 137-156.

Oliveira-Filho, A. T.; Scolforo, J. R. & Mello, J. M. 1994. Composição florística e estrutura comunitária de um remanescente de floresta semidecídua montana em Lavras (MG). Revista Brasileira de Botânica 17(2): 159-174.

Oliveira-Filho, A. T. 2006. Catálogo das árvores nativas de Minas Gerais: mapeamento e inventário da flora nativa e dos reflorestamentos de Minas Gerais. UFLF, Lavras, 423p.

Pereira, Z. V.; Carvalho-Okano, R. M. de & Garcia, F. C. P. 2006. Rubiaceae Juss. da Reserva Florestal Mata do Paraíso, Viçosa, MG, Brasil. Acta Botanica Brasilica 20(1): 207-224.

Pivari, M. O. & Forzza, R. C. 2004. A família Palmae na Reserva Biológica da Represa do Grama – Descoberto, Minas Gerais, Brasil. Rodriguésia 55(85): 115-124.

Plumel, M. M. 1991. Le genre *Himatanthus* (Apocynaceae). Révision taxonomique. Bradea 5: 1-118.

Projeto RADAMBRASIL. 1983. Levantamento de Recursos Naturais, Folha Goiânia (SE-22). Departamento Nacional de Produção Mineral, Rio de Janeiro, 764p.

Ribas, R. F.; Meira-Neto, J. A. A.; Silva, A. F. & Souza, A. L. 2003. Composição florística de dois trechos em diferentes etapas serais de uma floresta estacional semidecidual em Viçosa, Minas Gerais. Revista Árvore 27(6): 821-830.

Silva, N. R. S.; Martins, S. V.; Meira-Neto, J. A. A.; Souza, A. L. de. 2004. Composição florística e estrutura de uma floresta estacional semidecidual montana em Viçosa, MG. Revista Árvore 28(3): 397-405.

Spina, A. P. 2004. Estudos taxonômicos, micro-morfológico, e filogenético do gênero *Himatanthus* Willd. *ex* Schult (Apocynaceae: Rauvolfioidae – Plumerieae). Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas.

A família Orchidaceae na Serra do Japi, São Paulo, Brasil

Emerson Ricardo Pansarin[1] & *Ludmila Mickeliunas Pansarin*[2]

Resumo

(A família Orchidaceae na Serra do Japi, São Paulo, Brasil) Este estudo apresenta o inventário das espécies de orquídeas ocorrentes na Serra do Japi, no estado de São Paulo. A região é composta por áreas de floresta mesófila estacional semidecídua baixo montana e de altitude e afloramentos rochosos. A família está representada por 125 espécies, distribuídas em 61 gêneros. O gênero mais representativo é *Epidendrum* (10 spp.), seguido de *Oncidium* e *Habenaria* (9 spp. cada). A maioria das espécies (79 spp., 63,2%) é epífita, sendo que 40 espécies (32%) são terrícolas, 31 espécies. (24,8%) são rupícolas, duas são hemiepífitas e apenas uma é saprofítica. A floresta mesófila estacional semidecídua é o tipo de vegetação que abriga o maior número de espécies (88 spp., 70,9%). A maioria das espécies floresce no verão, entre dezembro e março. Duas espécies, *Habenaria* sp. e *Acianthera* sp. provavelmente são novas para a ciência. A Serra do Japi, por estar em uma zona de transição entre a as florestas ombrófilas (Serra do Mar) e as florestas estacionais semideciduais do planalto paulista, abriga espécies de ambas as formações. Apesar da grande diversidade de Orchidaceae na Serra do Japi, a região sofre com a intervenção humana. A preservação e o estudo integrado da Serra do Japi é uma urgente necessidade científica, com reflexos sociais, econômicos e preservacionistas.

Palavras-chave: conservação, ecótono, floresta mesófila estacional semidecídua, levantamento florístico.

Abstract

(The family Orchidaceae in the Serra do Japi, São Paulo, Brazil) This study reports the floristic survey of orchid species occurring in the Serra do Japi, State of São Paulo, Southeastern Brazil. The region is characterized mainly by semi-deciduous mesophytic lowland and altitude forests and rocky outcrops. The family is characterized by 125 species distributed among 61 genera. The most representative genus is *Epidendrum* (10 spp.), followed by *Oncidium* and *Habenaria* (both with 9 spp.). Most of the species (79 spp., 63.2%) occurs as epiphytes, while 40 species (32%) are terrestrial, 31 species (24.8%) are rupicolous, two are hemi-epiphytes and only one is a saprophyte. The semi-deciduous mesophytic forest has the highest occurrence of species of Orchidaceae, with 70.9% (88 spp.) of the species. The majority of species flower in summer, between December and March. Two species, *Habenaria* sp. and *Acianthera* sp. were not identified and are possibly new to science. The Serra do Japi is strategically placed in the transition between interior semi-deciduous mesophytic forests and the Atlantic forest, presenting species from both formations. Although the orchid diversity is high, the region is affected by anthropogenic disturbance. The preservation and the integrated study is an urgent necessity, with social, economic and preservationist reflexes.

Key words: conservation, ecotone, floristic survey, semi-deciduous mesophytic forests.

Introdução

Orchidaceae abrange cerca de 7% das angiospermas, sendo considerada uma das maiores famílias desse grupo (Dressler 1993). Atwood (1986) estimou que a família possui cerca de 20.000 espécies distribuídas por todo o mundo, apresentando maior riqueza nas regiões tropicais. De acordo com Pabst & Dungs (1975), o Brasil possui cerca de 2.300 espécies distribuídas em 191 gêneros. Atualmente acredita-se que esse número seja aproximadamente de 2.400 espécies para o território brasileiro (Barros 1996). Espécies de Orchidaceae podem ser encontradas em todas as formações vegetacionais brasileiras (Hoehne 1949). A grande capacidade adaptativa das orquídeas pode ser explicada, em parte, pelas várias formas das estruturas vegetativas presentes na família, as quais podem representar diferentes estratégias relacionadas com a obtenção e reserva de água e nutrientes. Caules intumescidos formando pseudobulbos,

Artigo recebido em 06/2007. Aceito para publicação em 10/2007.

[1]Universidade de São Paulo, Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Departamento de Biologia, 14040-901, Ribeirão Preto, SP. epansarin@uol.com.br

[2]Universidade Estadual de Campinas, Programa de Pós-graduação em Biologia Vegetal, Departamento de Botânica, Instituto de Biologia, C.P. 6109, 13083-970, Campinas, SP. colax@pop.com.br

folhas carnosas, raízes dotadas de velame e o próprio crescimento em touceiras, permitindo o acúmulo de matéria orgânica, são algumas dessas estratégias (Hoehne 1949).

A Serra do Japi é uma das últimas regiões de mata contínua do interior do estado de São Paulo, com algumas áreas de vegetação primária bem preservadas em função, principalmente, da acidentada topografia (Morellato 1992). Sua posição geográfica peculiar, entre as florestas ombrófilas a leste (Serra do Mar) e as florestas mesófilas estacionais semidecíduas do planalto paulista a oeste, caracteriza uma região ecotonal, permitindo a ocorrência de um número elevado de espécies de ambas as formações (Leitão Filho 1992). Um estudo florístico realizado em um fragmento da Serra do Japi evidenciou elevado número de espécies arbóreas (303) (Leitão Filho 1992). Até o presente estudo nenhum inventário envolvendo espécies herbáceas havia sido realizado na região.

Em virtude de sua localização, entre dois grandes centros (Campinas e São Paulo) e circundada por regiões densamente povoadas, a Serra do Japi vem sofrendo, ao longo de praticamente toda sua extensão, grande interferência por ação antrópica. Em função desse mesmo fator, a flora e, como conseqüência a fauna da região, sofrem alterações. Além das alterações antrópicas, que provocam diferenças na vegetação, existem aquelas naturais que são devidas às diferenças de solo, de umidade e de altitude que contribuem para caracterizar floristicamente algumas áreas da Serra. Devido à heterogeneidade da vegetação, à presença de um grande número de riachos e à topografia da região, tem-se como conseqüência uma grande variação de microclimas. A diversidade de microclimas e da vegetação que, em muitos casos, é utilizada como refúgio ou fonte de alimentação, são propícias para a presença de um grande número de animais. A soma desses fatores faz da Serra do Japi uma região muito importante em termos de preservação e banco genético (Morellato 1992).

Embora as regiões de florestas mesófilas estacionais semidecíduas estejam sendo devastadas no interior do estado de São Paulo, muitas vezes pelo avanço de lavouras de cana-de-açúcar, muito pouco tem sido feito com relação ao conhecimento da diversidade florística e/ou conservação dessas áreas. Além disso, quando se refere à família Orchidaceae, poucos estudos de florística são realizados abrangendo esse tipo de formação no estado (para uma exceção veja Cardoso & Israel 2005). Normalmente esses estudos são realizados em áreas de floresta ombrófila (e.g. Barros 1983; 1991; Ribeiro 1992), embora em Minas Gerais levantamentos florísticos para a família em regiões de florestas semidecíduas sejam mais freqüentes (e.g. Oliveira Filho & Machado 1993; Oliveira Filho *et al.* 1994; Menini Neto *et al.* 2004a; 2004b). Com base nesses fatos, o presente estudo tem como principal objetivo inventariar as espécies de orquídeas presentes na Serra do Japi, além de acompanhar a fenologia de floração e verificar o habitat e a ocorrência de cada espécie em ambiente natural.

Material e métodos

Caracterização da área

O estudo foi realizado na Serra do Japi, localizada no estado de São Paulo, entre as coordenadas 37°25'818"N, 122°05'36"O (Fig. 1). A região apresenta aproximadamente 354 km² e abrange quatro municípios: Cabreúva, Cajamar, Jundiaí e Pirapora do Bom Jesus (Morellato 1992). A Serra do Japi é caracterizada por altitudes que variam entre 700 e 1.300 m, o que condiciona temperaturas médias anuais entre 15,7°C e 19,2°C, nas partes mais altas e mais baixas, respectivamente. A média de precipitação anual é de aproximadamente 1.600 mm, sendo o período de chuvas mais concentrado entre a primavera e o verão (Pinto 1992). A região da Serra do Japi apresenta áreas de floresta mesófila estacional semidecídua (700–900 m), floresta mesófila estacional semidecídua de altitude (900–1.300 m) e esparsos enclaves de lajeados rochosos

(Leitão Filho 1992). Ao longo das florestas mesófilas estacionais semidecíduas ocorre um variado número de espécies que podem ser encontradas em regiões de floresta ombrófila, isso sucedendo, particularmente, com espécies que demonstram preferência pelas regiões mais altas da Serra do Japi. Os lajeados rochosos têm composição florística própria, sem influência das florestas da região, tendo sido interpretados como relictos de climas mais secos (Leitão Filho 1992).

Trabalho de campo e laboratório

O inventário das Orchidaceae da Serra do Japi foi realizado através de coletas aleatórias e que abrangeram toda sua extensão. A área foi percorrida desde janeiro de 1998 até junho de 2005 para coleta do material botânico e obtenção de informações sobre período de floração, habitat e formas de vida das espécies. A ocorrência de cada espécie foi estimada de forma visual. As visitas ao campo foram geralmente mensais, sendo intensificadas (semanais) em várias etapas do trabalho. Os espécimes em floração coletados durante as excursões de campo foram prensados, secos em estufa e estão incorporados ao acervo do herbário da Universidade Estadual de Campinas (UEC). O material testemunho está listado na Tabela 1.

Identificação das espécies

Para a identificação dos táxons foram utilizadas as principais obras de referência na taxonomia das Orchidaceae brasileiras (Cogniaux 1893-1896; 1898-1902; 1904-1906; Hoehne 1940; 1942; 1945; 1953; Pabst & Dungs 1975; 1977; Sprunger *et al.* 1996) e alguns trabalhos mais específicos para a família (e.g. Pabst 1950; Garay 1977; 1980; Hágsater 1993; Christenson 1988; 1996; van den Berg & Chase 2001). A divisão em subfamílias foi apresentada de acordo com Chase *et al.* (2003). A determinação das autoridades taxonômicas foi realizada de acordo com Kew Monocot World Checklist (www.kew.org/wcsp). Os padrões de distribuição das espécies foram determinados de acordo com Kew Monocot World Checklist (www.kew.org/wcsp) e W3 Tropicos (www.mobot.mobot.og/W3T).

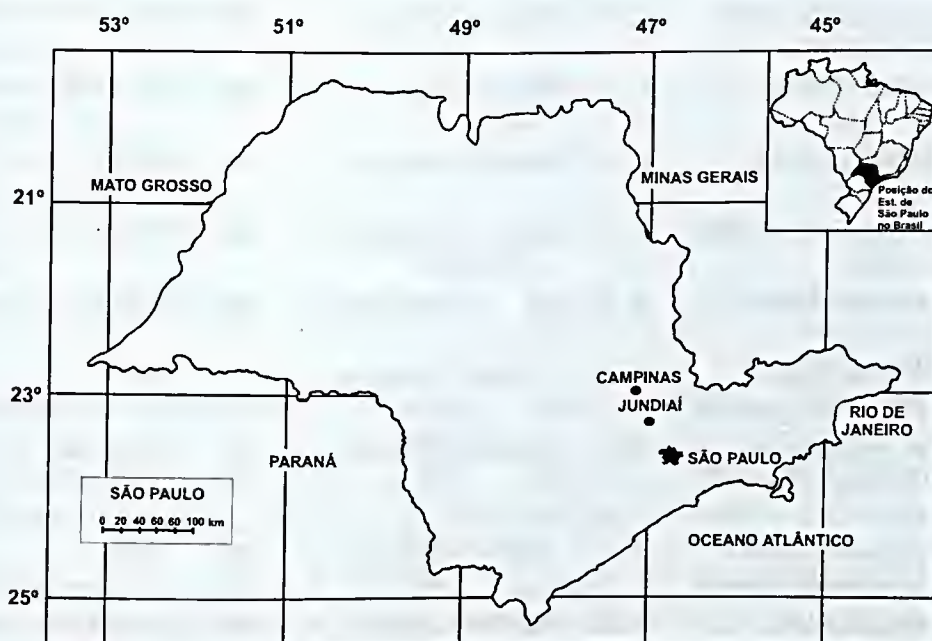



Figura 1 – Localização de Jundiaí, município que abrange a maior parte da Serra do Japi, no estado de São Paulo. Baseado em Morellato (1992).

Tabela 1 – Espécies de Orchidaceae ocorrentes na Serra do Japi. Forma de vida: E = epífita, HE = hemiepífita, R = rupícola, T = terrícola, S = saprofítica. Habitat: FMES = floresta mesófila estacional semidecídua, FMESA = floresta mesófila estacional semidecídua de altitude, MG = mata de galeria, LR = lajeado rochoso, LP = local perturbado. Ocorrência: C = comum, PC = pouco comum, RR = rara, MR = muito rara. Letras entre parênteses = Tipo de forma de vida menos freqüente.

Espécies	Forma de vida	Habitat	Floração	Ocorrência	Material testemunho
Acianthera aphthosa (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	E	FMES/ FMESA	Set-Out	C	*97/75*[a], *1093*[a], *1098*[a]
Acianthera auriculata (Lindl.) Pridgeon & M.W. Chase	E	FMES	Nov-Fev	PC	*97/90*[a], *834*[a], *1106*[a]
Acianthera leptotifolia (Barb. Rodr.) Pridgeon & M.W.Chase	E	FMES	Nov-Jun	PC	*563*[a], *570*[a]
Acianthera luteola (Lindl.) Pridgeon & M.W.Chase	E	FMES	Mar-Abr	RR	*846*[a], *1144*[a], *1147*[a]
Acianthera saundersiana (Rchb.f.) Pridgeon & M.W.Chase	E	FMES	Nov-Fev	PC	*411*[a], *717*[a], *998*[a], *1060*[a], 1138[a]
Acianthera saurocephala (Lodd.) Pridgeon & M.W.Chase	E	FMES/ FMESA	Out-Dez	RR	*728*[a], *1100*[a]
Acianthera sp.	E	FMES	Out-Nov	PC	*551*[a], *1097*[a], *1163*[a]
Aspidogyne hylibates (Rchb.f.) Garay	T	FMESA	Fev-Mar	MR	*837*[a]
Aspidogyne metallescens (Barb.Rodr.) Garay	T	FMES	Ago-Set	PC	*1073*[a]
Baptistonia fimbriata (Lindl.) Chiron & V.P. Castro	E	FMES	Nov-Dez	MC	*968*[a], *927*[a]
Baptistonia pubes (Lindl.) Chiron & V.P. Castro	E	FMES/ FMESA	Ago-Set	MC	*547*[a], *1095*[a], *1078*[a]
Baptistonia sarcodes (Lindl.) Chiron & V.P. Castro	E	FMES	Nov-Dez	PC	*97/77*[a]
Barbosella cogniauxiana (Speg. & Kraenzl.) Schltr.	R	FMES	Jan-Mar	MR	*708*[a]
Bifrenaria harrisoniae (Hook.) Rchb.f.	R	LR	Out-Dez	MR	*1239*[a]
Brasiliorchis chrysantha R.Singer, S.Koehler & Carnevali	R	LR/FMES	Setembro	C	*1086*[a]
Brasiliorchis consanguinea (Klotzsch) R.Singer, S.Koehler & Carnevali	R/E	FMES/LR	Dezembro	PC	*969*[a], *1096*[a], *930*[a], *1110*[a]
Brasiliorchis gracilis (Lodd.) R.Singer, S.Koehler & Carnevali	E	FMES	Set-Out	RR	*729*[a]
Brasiliorchis picta (Hook.) R.Singer, S.Koehler &Carnevali	R/E	LR/FMES	Jul-Set	MC	*211*[a], *1153*[a]
Bulbophyllum glutinosum (Barb. Rodr.) Cogn.	E	FMESA	Abr-Mai	PC	*1151*[a]

Espécies	Forma de vida	Habitat	Floração	Ocorrência	Material testemunho
Bulbophyllum ipanemense Hoehne	E/(R)	LR/FMES	Fev-Abr	C	*851*[a]
Bulbophyllum punctatum Barb. Rodr.	E	FMES	Outubro	RR	*730*[a]
Bulbophyllum regnellii Rchb.f.	E	FMES	Fev-Mar	MR	*402*[a], *997*[a]
Campylocentrum micranthum (Lindl.) Rolfe	E	FMES	Mar-Abr	RR	*1238*[a]
Capanemia superflua (Rchb.f.) Garay	E	FMESA	Out-Nov	MR	724[a]
Capanemia thereziae Barb. Rodr.	E	FMESA	Mar-Abr	RR	*424*[a]
Catasetum cernuum (Lindl.) Rchb.f.	E/(R)	FMES	Out-Nov	MC	*548*[a]
Cattleya loddigesii Lindl.	E/(R)	FMES/ FMESA/MG	Dez-Mar	PC	*553*[a], *928*[a]
Christensonella cogniauxiana (Hoehne) Szlach.,Mytnik, Górniak & Œmiszek.	E	FMES	Out-Nov	C	*1237*[a]
Christensonella ferdinandiana (Barb. Rodr.) Szlach., Mytnik, Górniak & Œmiszek.	E	FMES	Ago-Set	PC	*1068*[a]
Christensonella pachyphylla (Schltr. *ex* Hoehne)Szlach., Mytnik, Górniak & Œmiszek.	R/E	FMES	Ago-Out	MC	*97/76*[a], *839*[a], *1101*[a], *1104*[a], *1069*[a], *1081*[a], *1107*[a]
Christensonella pumila (Hook.) Szlach., Mytnik,Górniak & Œmiszek.	E	FMES	Ago-Set	C	*554*[a]
Cirrhaea dependens (Lodd.) Loudon	R	FMES	Dez	MR	*97/95*[a], *926*[a]
Corymborkis flava (Sw.) Kuntze	T	FMES	Ago-Fev	PC	*409*[a]
Cyclopogon atroviridis Barb. Rodr.	T	FMES	Set	PC	*1075*[a]
Cyclopogon calophyllus (Barb. Rodr.) Barb. Rodr.	T/(R)	FMESA	Ago-Set	PC	*556*[a], *1074*[a]
Cyclopogon chloroleucus (Barb. Rodr.) Schltr.	T	FMESA	Set-Out	C	*552*[a], *902*[a], *1083*[a]
Cyclopogon congestus (Vell.) Hoehne	R/(T/E)	FMES/ FMESA/LR	Ago-Set	MC	*97/72*[a], *905*[a], *1080*[a]
Cyclopogon elatus (Sw.) Schltr.	T/R/E	FMESA	Ago-Set	C	*97/74*[a], *705*[a], *903*[a], *1094*[a], *1155*[a], *1076*[a], *1080*[a], *1088*[a], *1090*[a]
Cyclopogon variegatus Barb. Rodr.	T	FMES/ FMESA	Ago-Set	PC	*97/71*[a], *555*[a], *906*[a], *1162*[a], *1072*[a]
Dryadella aviceps (Rchb.f.) Luer	E	FMES	Out-Dez	RR	*97/89*[a], *694*[a], *736*[a]
Encyclia patens Hook.	E	FMES/ FMESA	Mai-Ago	MC	*199*[a], *849*[a], *1071*[a]
Epidendrum armeniacum Lindl.	E	FMES	Jan-Mar	PC	*408*[a]
Epidendrum chlorinum Barb. Rodr.	E	FMESA	Fev-Mar	PC	*1135*[a], *1137*[a]
Epidendrum difforme Jacq.	E	FMESA	Abr-Jun	RR	*1242*[a]
Epidendrum henschenii Barb. Rodr.	E	FMES/ FMESA	Fev-Mar	MR	*561*[a], *999*[a]

Espécies	Forma de vida	Habitat	Floração	Ocorrência	Material testemunho
Epidendrum latilabre Lindl.	E	FMESA	Jan-Fev	PC	*151*[a], *993*[a]
Epidendrum martianum Lindl.	R	FMESA	Fev-Mar	RR	*1130*[a], *1132*[a]
Epidendrum ochroclorum Barb. Rodr.	E	FMESA	Abr-Jun	PC	*567*[a], *1065*[a]
Epidendrum paniculatum Ruiz & Pav.	R	FMES	Set-Out	C	*97/70*[a]
Epidendrum proligerum Barb. Rodr.	E	FMESA	Abr-Mai	PC	*1148*[a], *1149*[a]
Epidendrum secundum Jacq.	R/T/(E)	FMES	Ano todo	MC	*97/68*[a], *190*[a], *181*[a]
Eulophia alta (L.) Fawc. & Rendle	T	LP	Fev-Mar	PC	*412*[a]
Eurystyles actinosophila (Barb. Rodr.) Schltr.	E	FMES/ FMESA	Fev-Abr	PC	*186*[a], *1154*[a]
Galeandra beyrichii Rchb.f.	T	FMES/ FMESA	Jan-Fev	RR	*97/96*[a], *1114*[a], *1117*[a], *1133*[a]
Gomesa crispa (Lindl.) Klotzsch *ex* Rchb.f.	R/E/(T)	FMES/ FMESA	Abr-Jun	MC	*198*[a], *1066*[a]
Gomesa recurva R.Br.	E	FMES/MG	Nov-Jan	C	*369*[a], *1099*[a], *1109*[a]
Govenia utriculata (Sw.) Lindl.	T	FMES/LP	Nov-Jan	C	*97/97*[a], *1112*[a]
Grobya amherstiae Lindl.	E	FMESA	Fev-Mar	MC	*566*[a], *47*[b]
Habenaria araneiflora Barb. Rodr.	T	LP	Dez-Jan	MR	*565*[a]
Habenaria glaucophylla Barb. Rodr.	T	FMES	Nov-Mar	PC	*138*[a], *410*[a]
Habenaria johannensis Barb. Rodr.	T	FMES/LP	Jan-Mar	RR	*990*[a]
Habenaria josephensis Barb. Rodr.	T	FMES/LP	Fev-Abr	C	*149*[a], *847*[a], *994*[a], *1134*[a]
Habenaria parviflora Lindl.	T	LP	Fev-Abr	MC	*564*[a], *179*[a], *671*[c]
Habenaria paulistana Batista & Bianchetti	T	FMES/LP	Dez-Jan	MR	*559*[a], *726*[a]
Habenaria pleiophylla Hoehne & Schltr.	T	LP	Fev-Mai	PC	*704*[a], *180*[a], *675*[c]
Habenaria riedelii Cogn.	T	LP	Fev-Abr	MR	*143*[a], *706*[a], *995*[a]
Habenaria sp.	T	FMESA	Jan	MR	*731*[a]
Hapalorchis lineatus (Lindl.) Schltr.	T/(E/R)	FMES/ FMESA/LP	Ago	MC	*843*[a], *1158*[a], *1082*[a], *1089*[a]
Hapalorchis micranthus (Barb. Rodr.) Hoehne	T	LP/ FMESA	Ago	PC	*842*[a], *1159*[a]
Heterotaxis brasiliensis (Brieger & Illg) F.Barros	R	FMES	Abr-Mai	PC	*841*[a], *1059*[a]
Ionopsis utricularioides (Sw.) Lindl.	E	FMESA	Ago-Set	MR	*1067*[a]
Isabelia violacea (Lindl.) Van den Berg & M.W. Chase	R/(E)	LR/ FMESA	Jul-Ago	RR	*836*[a]
Isabelia virginalis Barb. Rodr.	E	FMES	Mai-Jun	RR	*924*[a]
Isochilus linearis (Jacq.) R.Br.	E/R	FMES/MG	Out-Mar	PC	*97/98*[a], *1139*[a]
Liparis nervosa (Thunb.) Lindl.	T	FMES	Dez-Jan	PC	*97/100*[a], *1111*[a]
Lockhartia lunifera (Lindl.) Rchb.f.	E	FMES	Dez-Fev	PC	*696*[a], *1113*[a], *1115*[a]
Malaxis excavata (Lindl.) Kuntze	T/R	FMES	Jan-Mar	MR	*1086*[a]
Maxillaria notylioglossa Rchb.f.	E	FMES	Set-Nov	PC	*1240*[a]

Espécies	Forma de vida	Habitat	Floração	Ocorrência	Material testemunho
Maxillaria leucaimata Barb. Rodr.	E	FMES	Out-Nov	RR	*770*[a], *929*[a]
Mesadenella cuspidata (Lindl.) Garay	T	FMES	Fev-Mar	MC	*146*[a], *1126*[a]
Miltonia regnellii Rchb.f.	E	MG/FMES	Jan-Mar	RR	*844*[a]
Notylia nemorosa Barb. Rodr.	E	FMES	Jul-Ago	RR	*1241*[a]
Octomeria crassifolia Lindl.	E	FMESA	Abr	PC	*1062*[a]
Octomeria diaphana Lindl.	E	FMES	Nov-Mai	PC	97/87[a], *549*[a], *1102*[a], *1063*[a], *1125*[a]
Octomeria fasciculata Barb. Rodr.	E	FMESA	Set-Mai	PC	*316*[a], *317*[a], *1064*[a]
Oeceoclades maculata (Lindl.) Lindl.	T	FMES/LP	Mar-Abr	C	*137*[a], *140*[a], *996*[a]
Oncidium crispum Lodd. *ex* Lindl.	E	FMES	Ago-Set	RR	*1243*[a]
Oncidium flexuosum Lodd.	E	FMESA	Nov-Dez	PC	*1105*[a]
Oncidium harrisonianum Lindl.	E	FMES	Jan-Fev	RR	*701*[a]
Oncidium hians Lindl.	E	FMES	Fev-Mar	PC	*560*[a], *670*[a]
Oncidium hookeri Rolfe	E	FMESA	Fev-Mar	RR	*568*[a], *988*[a]
Oncidium longipes Lindl.	E	FMES	Out-Nov	PC	*725*[a], *1103*[a]
Oncidium montanum Barb. Rodr.	R/(T)	FMESA/LR	Jan-Mar	RR	*989*[a]
Oncidium praetextum Rchb.f.	E	FMESA	Abr-Mai	C	*850*[a], *1150*[a]
Oncidium varicosum Lindl. & Paxton	E	FMES/ FMESA	Abr-Jun	C	*925*[a]
Pelexia oestrifera (Rchb.f. & Warm.) Schltr.	T/R	FMES	Jul-Ago	PC	*904*[a]
Pleurothallis schenkii (Cogn.) Luer	E	FMES	Fev-Mar	C	*413*[a], *703*[a], *1140*[a]
Polystachya caespitosa Barb. Rodr.	E	FMES	Jan-Mar	MR	*716*[a], *991*[a]
Polystachya estrellensis Rchb.f.	E/(R)	FMES	Jan-Fev	MC	*702*[a], *992*[a], *1131*[a]
Prescottia colorans Lindl.	T	FMESA	Set-Out	RR	*835*[a], *1161*[a]
Prescottia montana Barb. Rodr.	T	LR/LP	Ago-Set	PC	*1156*[a]
Prescottia oligantha Lindl.	T	FMESA	Ago	PC	*1157*[a], *1087*[a]
Prescottia stachyodes (Sw.) Lindl.	T	FMES/ FMESA	Ago-Out	C	*835*[a], *1161*[a], *97/69*[a], *1084*[a]
Promenaea rollissonii (Lindl.) Lindl.	E	FMESA	Fev	MR	*1244*[a]
Prosthechea bulbosa (Vell.) W.E.Higgins	E/(R)	FMESA/ FMES	Fev-Mar	PC	*732*[a], *1136*[a]
Prosthechea calamaria (Lindl.) W.E. Higgins	E	FMES	Abr-Mai	PC	*562*[a]
Psilochilus modestus Barb. Rodr.	T	FMES	Dez-Mar	PC	*132*[a], *838*[a]
Pteroglossa glazioviana (Cogn.) Garay	T	FMES	Nov-Dez	RR	*557*[a]
Rodriguezia decora (Lem.) Rchb.f.	E/R	LR/FMES/ FMESA	Mar-Abr	C	*222*[a], *182*[a]
Rodrigueziella gomezoides (Barb. Rodr.) Berman	E	FMESA	Abr-Mai	MR	*771*[a]
Rodrigueziella handroi (Hoehne) Pabst	E	FMESA	Mar-Abr	RR	*1146*[a]

Espécies	Forma de vida	Habitat	Floração	Ocorrência	Material testemunho
Sarcoglottis fasciculata (Vell.) Schltr.	T	FMES/LP	Ago-Set	PC	*1079*[a], *1091*[a]
Sauroglossum nitidum (Vell.) Schltr.	T	FMES/ FMESA	Jul-Set	MC	*97/73*[a], *1070*[a], *1077*[a]
Specklinia ephemera (Lindl.) Luer	E	FMES	Mar-Mai	RR	*141*[a]
Specklinia grobyi (Bateman *ex* Lindl.) F.Barros	E/R	FMES	Fev-Mai	MC	*404*[a], *1061*[a], *1116*[a], *1141*[a]
Specklinia hypnicola (Lindl.) F.Barros	E	FMES	Mar-Ago	MC	*1143*[a], *1152*[a]
Specklinia uniflora (Lindl.) Pridgeon & M.W. Chase	E	FMES	Fev-Mar	C	*142*[a], *1142*[a]
Stanhopea lietzei (Regel) Schltr.	R	FMES	Out-Dez	MR	*97/88*[a], *1108*[a]
Stenorrhynchos lanceolatum (Aubl.) Rich. *ex* Spreng.	R	LR/LP	Set-Nov	PC	*550*[a], *1092*[a]
Trichocentrum pumilum (Lindl.) M.W.Chase & N.H.Williams	E	FMES	Dez-Jan	C	*97/99*[a]
Vanilla bahiana Hoehne	HE	FMES	Out-Nov	PC	*97/78*[a], *727*[a]
Vanilla edwallii Hoehne	HE	FMES	Nov-Jan	C	*407*[a], *695*[a], *840*[a]
Wullschlaegelia aphylla (Sw.) Rchb.f.	S	FMES	Dez-Jan	C	*130*[a], *707*[a], *1000*[a], *1118*[a]
Zygopetalum mackayi Hook.	R/T	FMESA/LR	Nov-Mar	C	*721*[a], *1127*[a]
Zygostates lunata Lindl.	E	FMES	Out-Nov	MR	*558*[a]

[a]*E.R. Pansarin*, [b]*L. Mickeliunas*, [c]*L.Y.S. Aona*

Resultados

Orchidadeae está representada na Serra do Japi por 125 espécies distribuídas em 61 gêneros pertencentes a três subfamílias: Epidendroideae (93 spp., 74,4%), Orchidoideae (30 spp., 24%) e Vanilloideae (2 spp., 1,6%). Os gêneros mais representativos são: *Epidendrum* (10 spp.), *Habenaria* e *Oncidium* (9 spp. cada), e *Cyclopogon* (6 spp.) (Tab. 1). Dentre as espécies que ocorrem na Serra do Japi, a grande maioria (79 spp., 63,2%) é encontrada como epífita, 40 (32%) são terrícolas, 31 (24,8%) são rupícolas, duas são hemiepífitas e apenas uma, *Wullschlaegelia aphylla*, é saprofítica (Fig. 2). Dentre as espécies que ocorrem como epífitas, cerca de 30% podem ocorrer ocasionalmente como rupícolas ou, mais raramente, terrícolas (Tab. 1). *Hapalorchis lineatus*, por exemplo, pode ser encontrada como terrícola, rupícola e epífita. O ambiente com maior número de espécies na Serra do Japi é o que apresenta predominância de floresta mesófila estacional semidecídua (88 spp., 70,9%), seguido por áreas de floresta mesófila estacional semidecídua de altitude (46 spp., 37,1%). Os lajeados rochosos são áreas com baixa riqueza específica na Serra do Japi, ocorrendo apenas 12 espécies (9,7%) nesse tipo de vegetação (Fig. 3). No entanto, os lajeados rochosos podem apresentar espécies que são encontradas principalmente nesse tipo de formação, como *Bifrenaria harrisoniae, Rodriguezia decora, Pelexia oestrifera* e *Oncidium montanum*. Várias espécies podem ocorrer em dois ou mais tipos de formação, como *Cyclopogon congestus*, por exemplo, que pode ser encontrado por toda a Serra do Japi (Tab. 1). A maioria das espécies floresce entre os meses de novembro e abril, principalmente entre fevereiro e março (Fig. 4), que corresponde ao verão, período mais chuvoso na Região Sudeste. Entre os meses de maio e julho (estação seca), um menor número de espécies encontra-se em floração (Fig. 4), entre elas *Brasiliorchis picta* e *Isabelia virginalis* (Tab. 1).

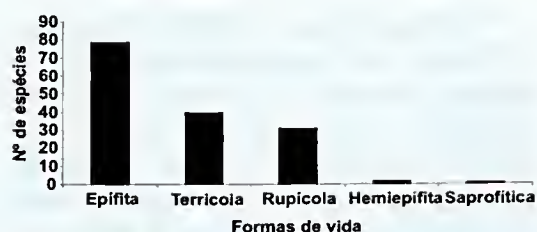



Figura 2 – Número de espécies de Orchidaceae em relação aos diferentes tipos de formas de vida encontrados na Serra do Japi.

Discussão

Os gêneros mais representativos na Serra do Japi, *Epidendrum* e *Oncidium*, são também os mais comuns em áreas de floresta ombrófila do sudeste do Brasil (Barros 1983, 1991; Miller & Warren 1994). Gêneros como *Habenaria*, que são ricos em regiões de cerrado do Distrito Federal (Batista & Bianchetti 2003; Batista *et al.* 2005), principalmente porque a maioria das espécies ocorre em áreas de campo, geralmente são pouco representativos em regiões com predominância de florestas (e.g. Barros 1983; 1991; Ribeiro 1992; Miller & Warren 1994). Embora a Serra do Japi tenha predominância de áreas de florestas, a maioria das espécies de *Habenaria* que ocorre na região é encontrada em locais perturbados (Tab. 1). Alguns gêneros (e.g. *Xylobium* e *Huntleya*), no entanto, que são comuns em regiões de mata, e que ocorrem em áreas de florestas mesófilas estacionais semidecíduas de Minas Gerais (Menini Neto *et al.* 2004a, b) e regiões de floresta ombrófila de São Paulo (Barros 1991), não foram encontrados na região estudada, embora a Serra do Japi seja considerada uma região ecotonal e tida como apresentando um número elevado de espécies de ambas as formações (Leitão Filho 1992).

Orchidaceae é considerada uma das famílias mais representativas em estudos de levantamento de epífitos vasculares em regiões neotropicais (revisão em Kersten & Silva 2001). O maior número de espécies ocorrendo como epífita é comum em estudos de florística envolvendo a família Orchidaceae em formações florestais inseridas no domínio atlântico, como nas florestas ombrófilas do Rio de Janeiro (Miller & Warren 1994) e São Paulo (Barros 1991; Ribeiro 1992), nas florestas mesófilas estacionais semidecíduas de Minas Gerais (Menini Neto *et al.* 2004a, b), e restingas do Espírito Santo (Fraga & Peixoto 2004), assim como na região amazônica (Silva *et al.* 1995), contrastando com a maioria de espécies terrícolas que podem ser encontradas em regiões com predominância de cerrado como, por exemplo, no Distrito Federal (e.g. Batista & Bianchetti 2003; Batista *et al.* 2005).

De acordo com Waechter (1986), as vantagens proporcionadas pelo epifitismo são as melhores condições de luminosidade e substrato relativamente isento de competição. O epifitismo é responsável por parte significativa da diversidade que faz das florestas tropicais úmidas um dos mais complexos ecossistemas da Biosfera, constituindo até 50% do total de espécies vasculares. A capacidade destas florestas em sustentar grande número de animais

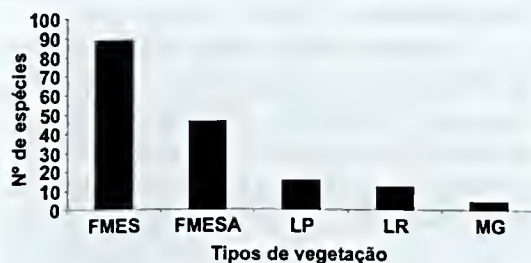



Figura 3 – Número de espécies de Orchidaceae em relação aos tipos de vegetação encontrados na Serra do Japi. FMES = floresta mesófila estacional semidecídua, FMESA = floresta mesófila estacional semidecídua de altitude, LR = lajeado rochoso, LP = local perturbado, MG = mata de galeria.

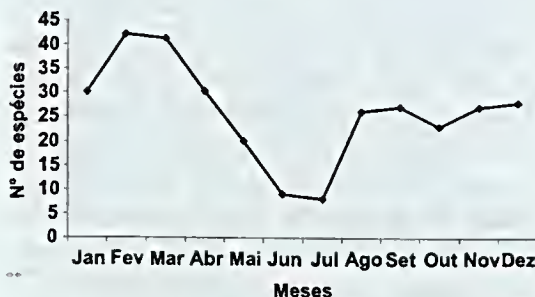



Figura 4 – Número de espécies de Orchidaceae em floração em cada mês do ano na Serra do Japi.

pode ser atribuída ao substrato e sustento providos pelas epífitas, e por sua respectiva capacidade de retenção de nutrientes da chuva, neblina e partículas em suspensão (Nadkarni 1986).

Entre as espécies que ocorrem na Serra do Japi, cerca de 5% são encontradas no cerrado de São Paulo (Cardoso & Israel 2005), 10% em regiões de restinga do Espírito Santo (Fraga & Peixoto 2004), mais de 15% em florestas mesófilas estacionais semidecíduas de Minas Gerais (e.g. Menini Neto *et al.* 2004a, b), quase 20% ocorrem em regiões de cerrado do Distrito Federal (Batista & Bianchetti 2003; Batista *et al.* 2005) e 23% na Chapada Diamantina (Toscano-de-Brito & Cribb 2005). Em áreas de floresta ombrófila da Região Sudeste do Brasil, 43% das espécies encontradas na Serra também ocorrem na região de Macaé de Cima (Nova Friburgo - RJ) (Miller & Warren 1994) e 26,4% podem ser encontradas na Ilha do Cardoso (Cananéia - SP) (Barros 1983, 1991). As duas espécies que não puderam ser identificadas, *Habenaria* sp. e *Acianthera* sp., aparentemente são novas para a ciência.

Algumas espécies que ocorrem na Serra do Japi, como *Isochilus linearis, Hapalorchis lineatus, Epidendrum difforme* e *Ionopsis utricularioides* apresentam ampla distribuição, podendo ser encontradas até a América Central (Ackerman 1995). As espécies *Eulophia alta, Liparis nervosa, Oeceoclades maculata* e *Polystachya estrellensis,* apresentam distribuição transcontinental, podendo ser encontradas nas Américas e Ásia e/ou África. Das espécies que ocorrem na Serra, 36% são distribuídas pela América do Sul, 20% são exclusivas do Brasil, 4% são endêmicas da Região Sudeste e apenas uma, *Habenaria paulistana,* ocorre exclusivamente no estado de São Paulo. *Ionopsis utricularioides,* que é uma espécie encontrada muito raramente na Serra do Japi, é muito comum em áreas de floresta mesófila estacional semidecídua e matas de galeria em regiões adjacentes às áreas de cerrado do interior do estado como, por exemplo, nos municípios de São Carlos, Itirapina, Jaboticabal e Bauru (E.R. Pansarin observações pessoais).

Algumas espécies que ocorrem na Serra do Japi são mais comumente encontradas em áreas de floresta ombrófila, como, por exemplo, *Zygostates lunata,* que é típica desse tipo de formação (Ribeiro 1992; E. R. Pansarin observações pessoais). *Zygostates lunata* é uma espécie muito rara na Serra do Japi, sendo encontrada apenas em vales muito úmidos e sombreados. Outra espécie que é muito comum em áreas de floresta ombrófila e restinga é *Gongora bufonia* (Barros 1991; Ribeiro 1992). Embora indivíduos dessa espécie não tenham sido encontrados na região de estudo, de acordo com Pansarin *et al.* (2006), através da administração de iscas odores, foram capturados machos de *Eufriesea violacea* Blanchard 1840 (Apidae: Euglossini) carregando polinários dessa espécie. De acordo com F. Pinheiro (com. pess.), embora *Gongora bufonia* seja comum em áreas de floresta ombrófila, essa espécie pode ser encontrada até Itirapina, um município com predominância de áreas de cerrado no interior do estado de São Paulo.

Conservação da Serra do Japi

A existência de espécies que ocorrem em áreas de cerrado e em florestas ombrófilas, pode ser explicada pela posição geográfica da Serra do Japi, que está situada entre as florestas ombrófilas e as florestas mesófilas estacionais semideciduais do planalto paulista, o que caracteriza uma região de transição, permitindo a ocorrência de um número elevado de espécies de ambas as formações (Leitão Filho 1992). A Mata Atlântica é considerada o bioma brasileiro mais rico em espécies de Orchidaceae (Pabst & Dungs 1975; 1977), fato que pode estar relacionado, principalmente, com a diversidade de ambientes, ecossistemas e precipitação que estão associados a esse bioma (Mantovani 1990; 1998; Ivanauskas *et al.* 2000; Oliveira Filho & Fontes 2000; Scudeller *et al.* 2001; Scarano 2002).

Algumas espécies como *Cattleya loddigesii, Stanhopea lietzei* e *Cirrhaea dependens*, por serem muito ornamentais, foram muito coletadas por orquidófilos da região. No entanto, na Serra da Japi ainda

podem ser encontradas grandes populações das duas primeiras espécies. *Cirrhaea dependens* não forma populações, sendo encontrados apenas indivíduos isolados em vales sombreados e nas bordas de paredões rochosos (Pansarin *et al.* 2006).

Além da coleta indiscriminada de orquídeas ornamentais por orquidófilos, o estabelecimento de moradias no interior da Serra e substituição de áreas nativas por bosques de *Pinus* e *Eucalyptus*, compromete não somente as espécies de orquídeas que ocorrem na região, mas também o restante da flora e, conseqüentemente, a fauna da Serra do Japi. Esse processo é semelhante ao que vem ocorrendo com outras áreas dentro do bioma da Mata Atlântica, hoje apenas com 5-8% de sua formação original (Dean 1995; Morellato & Haddad 2000). Assim como ocorre com a Serra do Japi, que se encontra rodeada por grandes centros urbanos e sofre com intervenções do homem sob diversos aspectos, os últimos remanescentes de Mata Atlântica do estado de São Paulo também estão sujeitos a intervenções, como especulação imobiliária, incêndios, substituição da mata nativa para estabelecimento de culturas e criação de gado (Dean 1995; Morellato & Haddad 2000). De acordo com Leitão Filho (1992), somente através do conhecimento da composição florística, estrutura fitossociológica e dinâmica da fitocenose serão possíveis estabelecer modelos seguros para a recuperação de extensas áreas do sudeste do Brasil e resgatar a grande maioria das espécies atualmente ameaçadas de extinção. A preservação e o estudo integrado da Serra do Japi é uma urgente necessidade científica, com reflexos sociais, econômicos e preservacionistas.

Agradecimentos

Os autores agradecem a Fábio Pinheiro, João A.N. Batista e Wellington Forster pelo auxílio na identificação das espécies; Cássio van den Berg pelas valiosas sugestões; a Base Ecológica da Serra do Japi e Guarda Municipal de Jundiaí pela autorização concedida para realização dos trabalhos de campo.

Referências Bibliográficas

Ackerman, J. D. 1995. An orchid flora of Puerto Rico and the Virgin Islands. New York Botanical Garden, New York, 204p.

Atwood, J. T. 1986. The size of the Orchidaceae and the systematic distribution of epiphytic orchids. Selbyana 9(1): 171-186.

Barros, F. 1983. Flora Fanerogâmica da Reserva do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (São Paulo, Brasil). 198 - Orchidaceae. Hoehnea 10: 74-124.

______. 1991. Orchidaceae. *In:* Melo, M. M. R. F.; Barros, F.; Wanderley, M. G. L.; Kirizawa, M.; Jung-Mendaçolli, S. L. & Chiea, S. A. C. (eds.). Flora fanerogâmica da Ilha do Cardoso: Caracterização geral da vegetação e listagem das espécies ocorrentes. Instituto de Botânica, São Paulo, 1: 142-152.

______. 1996. Notas taxonômicas para espécies brasileiras dos gêneros *Epidendrum*, *Platystele*, *Pleurothallis* e *Scaphyglottis* (Orchidaceae). Acta Botanica Brasilica 10(1): 139-151.

Batista, J. A. N. & Bianchetti, L. B. 2003. Lista atualizada das Orchidaceae do Distrito Federal. Acta Botanica Brasilica 17(2): 183-201.

_____; Bianchetti, L. B. & Pellizzaro, K. F. 2005. Orchidaceae da Reserva Ecológica do Guará, DF, Brasil. Acta Botanica Brasilica 19(2): 221-232.

Cardoso, J. C. & Israel, M. 2005. Levantamento de espécies da família Orchidaceae em Águas de Sta. Bárbara (SP) e seu cultivo. Horticultura Brasileira 23(2): 169-173.

Chase, M. W.; Cameron, K. M.; Barrett, R. L. & Freudenstein, J. V. 2003. DNA data and Orchidaceae systematics: a new phylogenetic classification. *In*: Dixon, K. W.; Kell, S. P.; Barrett, R. L. & Cribb, P. J. (eds.). Orchid Conservation. Natural History Publications, Kota Kinabalu, Sabah. Pp. 69-89.

Christenson, E. A. 1988. Nomenclatural changes in neotropical Orchidaceae. Lindleyana 3(4): 221-223.

______. 1996. Notes on neotropical Orchidaceae II. Lindleyana 11(1): 12-26.

Cogniaux, A. 1893-1896. Orchidaceae. *In:* Martius, C. F. P.; Eichler, A. G. & Urban, I. (eds.). Flora brasiliensis. Munique, F. Fleischer 3(4): 1-672.

______. 1898-1902. Orchidaceae. *In:* Martius, C. F. P.; Eichler, A. G. & Urban, I. (eds.). Flora brasiliensis. Munique, R. Oldenbourg 3(5): 1-664.

______. 1904-1906. Orchidaceae. *In:* Martius, C. F. P.; Eichler, A. G. & Urban, I. (eds.). Flora brasiliensis. Munique, R. Oldenbourg 3(6): 1-604.

Dean, W. 1995. A ferro e fogo: a história e a devastação da Mata Atlântica brasileira. Companhia das Letras, São Paulo, 484p.

Dressler, R. L. 1993. Phylogeny and classification of the orchid family. Dioscorides Press, Portland, 314p.

Fraga, C. N. & Peixoto, A. L. 2004. Florística e ecologia das Orchidaceae da restinga do estado do Espírito Santo. Rodriguésia 55(84): 5-20.

Garay, L. A. 1977. Systematics of the Physurinae (Orchidaceae) in the new world. Bradea 2(28): 191-204.

______. 1980. A generic revision of the Spiranthinae. Botanical Museum Leaflets Harvard University 28(4): 277-425.

Hágsater, E. 1993. *Epidendrum anceps* or *Epidendrum secundum*? Orquídea 13(1-2): 153-158.

Hoehne, F. C. 1940. Orchidaceas. *In:* Hoehne, F. C. (ed.). Flora Brasílica. Secretaria da Agricultura, Indústria e Comércio de São Paulo, São Paulo, 12(1): 1-254.

______. 1942. Orchidaceas. *In:* Hoehne, F. C. (ed.). Flora Brasílica. Secretaria da Agricultura, Indústria e Comércio, São Paulo, 12(6): 1-218.

______. 1945. Orchidaceas. *In:* Hoehne, F. C. (ed.). Flora Brasílica. Secretaria da Agricultura, Indústria e Comércio, São Paulo, 12(2): 1-389.

______. 1949. Iconografia de orquidáceas do Brasil. S. A. Indústrias "Graphicars-f. Lanzara", São Paulo, 601p.

______. 1953. Orchidaceas. *In:* Hoehne, F. C. (ed.). Flora Brasílica. Secretaria da Agricultura, Indústria e Comércio de São Paulo, São Paulo, 12(7): 1-397.

Ivanauskas, N. M.; Monteiro, R. & Rodrigues, R. R. 2000. Similaridade florística entre áreas de floresta Atlântica no estado de São Paulo. Brazilian Journal of Ecology 1(4): 71-81.

Kersten, R. A. & Silva, S. M. 2001. Composição florística e estrutura do componente epifítico vascular em floresta da planície litorânea na Ilha do Mel, Paraná, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 24(2): 213-226.

Leitão Filho, H. F. 1992. A flora arbórea da Serra do Japi. *In:* Morellato, L. P. C. (org.). História natural da Serra do Japi: Ecologia e preservação de uma área florestal no sudeste do Brasil. Editora da Unicamp/Fapesp, Campinas, Pp. 40-62.

Mantovani, W. 1990. A dinâmica das florestas de encosta Atlântica. *In:* Anais do II Simpósio de Ecossistemas da Costa Sul e Sudeste Brasileira, São Paulo. Pp. 304-313.

______. 1998. Dinâmica da Floresta Pluvial Atlântica. *In:* Anais do IV Simpósio de Ecossistemas Brasileiros. ACIESP, Águas de Lindóia. Pp. 1-20.

Menini Neto, L.; Assis, L. C. S. & Forzza, R. C. 2004a. A família Orchidaceae em um fragmento de floresta estacional semidecidual, no município de Barroso, Minas Gerais, Brasil. Lundiana 5(1): 9-27.

______; Almeida, V.R. & Forzza, R. C. 2004b. A família Orchidaceae na Reserva Biológica da Represa do Gama - Descoberto, Minas Gerais, Brasil. Rodriguésia 55(84): 137-156.

Miller, D. & Warren, R. 1994. Orchids of the high mountain Atlantic rain forest in southeastern Brazil. Rio de Janeiro, Salamandra, 182p.

Morellato, L. P. C. 1992. História natural da Serra do Japi: Ecologia e preservação de uma área florestal no sudeste do Brasil. Editora da Unicamp/Fapesp, Campinas, 321p.

______ & Haddad, C. F. B. 2000. Introduction: The Brazilian Atlantic Forest. Biotropica 32(4b): 786-792.

Nadkarni, N. M. 1986. An ecological overview and checklist of vascular epiphytes in the Monteverde cloud forest reserve, Costa Rica. Brenesia 24(1): 55-632.

Oliveira Filho, A. T. & Machado, J. M. N. 1993. Composição florística de uma floresta semidecídua montana na Serra de São José, Tiradentes, Minas Gerais. Acta Botanica Brasilica 7(2): 71-88.

______; Scolforo, J. R. S. & Melo, J. M. 1994. Composição florística e estrutura comunitária de um remanescente de floresta semidecídua montana em Lavras, MG. Revista Brasileira de Botânica 17(2): 167-182.

______ & Fontes, M. A. L. 2000. Patterns of floristic differentiation among Atlantic Forests in Southeastern Brazil, and the influence of climate. Biotropica 32(4b): 793-810.

Pabst, G. F. J. 1950. Notas sôbre "*Polystachya estrellensis*, Rchb. f.º". Orquidea (Rio de Janeiro) 12(1): 167-169.

______. 1977. Orchidaceae Brasilienses. Vol. 2. Kurt Schmersow, Hildesheim, 418p.

______ & Dungs, F. 1975. Orchidaceae Brasilienses. Vol. 1. Kurt Schmersow, Hildesheim, 408p.

Pansarin, E. R.; Bittrich, V. & Amaral, M. C. E. 2006. At daybreak – reproductive biology and isolating mechanisms of *Cirrhaea dependens* (Orchidaceae). Plant Biology 8(4): 494-502.

Pinto, H. S. 1992. O clima da Serra do Japi. *In:* Morellato, L. P. C. (org.). História natural da Serra do Japi: Ecologia e preservação de uma área florestal no sudeste do Brasil. Editora da Unicamp/Fapesp, Campinas. Pp. 30-38.

Ribeiro, J. E. 1992. Florística c padrões de distribuição da família Orchidaceae na planície litorânea do núcleo de desenvolvimento Picinguaba, município de Ubatuba, Parque Estadual da Serra do Mar, SP. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, 304p.

Scarano, F. R. 2002. Structure, function and floristic relationships of plant communities in stressful habitats marginal to the Brazilian Atlantic rainforest. Annals of Botany 90(4): 517-524.

Scudeller, V. V.; Martins, F. R. & Shepherd, G. J. 2001. Distribution and abundance of arboreal species in the Atlantic ombrophilous dense forest in Southeastern Brazil. Plant Ecology 152(2): 185-199.

Silva, M. F. F.; Silva, J. B. F.; Rocha, A. E. S.; Oliveira, F. P. M.; Gonçalves, L. S. B.; Silva, M. F. & Queiroz, O. H. A. 1995. Inventário da família Orchidaceae na Amazônia brasileira. Parte I. Acta Botanica Brasilica 9(1): 163-175.

Sprunger, S.; Cribb, P. & Toscano de Brito, A. L. V. 1996. João Barbosa Rodrigues – Iconographie des orchidées du Brésil. Vol. 1. The illustrations. Friedrich Reinhardt, Basle, 324p.

Toscano-de-Brito, A. L. V. & Cribb, P. 2005. Orquídeas da Chapada Diamantina. Nova Fronteira, Rio de Janeiro, 400p.

van den Berg, C. & Chase, M. W. 2001. Nomenclatural notes on Laeliinae-II. Additional combinations and notes. Lindleyana 16(2): 109-112.

Waechter, J. L. 1986. Epífitos vasculares da mata paludosa do Faxinal, Torres, Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia, Série Botânica 34(1): 39-49.

RHIZOME AND ROOT ANATOMY OF 14 SPECIES OF BROMELIACEAE [1]

Suzana Lúcia Proença[2,3,4] & *Maria das Graças Sajo*[2,3]

ABSTRACT

(Rhizome and root anatomy of 14 species of Bromeliaceae) The anatomy of rhizomes and roots of 14 species of Bromeliaceae that occur in the cerrado biome were studied with the aim of pointing out particular anatomical features of the family and possible adaptations related to the environment. All the rhizomes are similar although some have root regions growing inside the cortex. In some species the vascular cylinder of the rhizome is clearly limited from the cortex. The roots are also very similar, although the coating tissue differs in roots growing inside the rhizome or externally to it and the cortex has a variable organization according to the region. The studied species present anatomical features that are associated to water absorption and storage, showing that they are adapted to the cerrado environment.

Key words: bromeliads, Pitcairnioideae, Bromelioideae, Tillandsioideae, water capture, water retention, 'cerrado'.

RESUMO

(Anatomia de raízes e rizomas de 14 espécies de Bromeliaceae) Com o objetivo de reconhecer caracteres particulares de Bromeliaceae e indicar possíveis formas de adaptação ao ambiente, foi estudada a anatomia dos rizomas e raízes de 14 espécies de Bromeliaceae que ocorrem no cerrado. Os rizomas apresentam estrutura básica semelhante, embora alguns deles possuam porções radiculares crescendo no interior de seu córtex. De acordo com a espécie considerada, os rizomas podem apresentar um cilindro vascular de delimitação mais ou menos nítida. As raízes também possuem estrutura básica semelhante, apesar do tecido de revestimento variar de acordo com a porção analisada (dentro do rizoma ou externa). Além disso, as raízes apresentam uma região cortical de organização variada, de acordo com a região do órgão, e um cilindro vascular. Muitos dos caracteres anatômicos observados estão associados a mecanismos de captação e retenção hídrica, mostrando que as espécies estudadas estão adaptadas ao ambiente de cerrado.

Palavras-chave: bromélias, Pitcairnioideae, Bromelioideae, Tillandsioideae, captura de água, retenção hídrica, cerrado.

INTRODUCTION

Bromeliaceae is included in the order Poales (APG II 2003) and comprises 56 genera and around 3000 species (Luther 2002) that, except for *Pitcairnia feliciana* (A. Chev.) Harms & Mildbr. from the West Africa, occupy various habitats in the tropical and subtropical regions of the New World (Pittendrigh 1948).

The plants are mostly herbaceous with a reduced stem from where leaves, inflorescences and lateral shoots originate. Bromeliaceae has traditionally been divided in three subfamilies: Pitcairnioideae, Tillandsioideae and Bromelioideae (Smith & Downs 1974, 1977, 1979; Dahlgren *et al.* 1985), although recent phylogenetic analyses do not confirm the monophyly of Pitcairnioideae (Crayn *et al.* 2000; Horres *et al.* 2000). The subfamilies are separated according to the growth habit, the fruit and seed morphology and the ovary position (Smith & Downs 1974, 1977, 1979). Bromelioideae are generally terrestrial and

Artigo recebido em 06/2007. Aceito para publicação em 01/2008.

[1]Part of the PhD thesis of the first author, Universidade Estadual Paulista, *Campus* de Rio Claro.

[2]Universidade Estadual Paulista, Instituto de Biociências, Departamento de Botânica, C.P. 199, 13506-900, Rio Claro, SP, Brasil.

[3]CNPq fellowship; financial support by FAPESP

[4]Author for correspondence: suzanaproenca@hotmail.com

epiphytic and their leaf sheaths are usually wide and imbricate forming tanks where the water and minerals accumulate to be absorbed by scales and by the adventitious roots growing there (Benzing & Burt 1970, Benzing 2000). In the terrestrial species without tanks, as some *Bromelia* and *Ananas*, the roots absorb water and nutrients directly from the soil (Benzing *et al.* 1976). Most Tillandsioideae are epiphytes and have a reduced or absent root system and specialized scales covering the leaves; in these plants called "atmospheric or extreme" the scales help in the hydric and nutritional balance; the roots, when present, are mainly involved in fixation (Benzing & Burt 1970; Benzing 1973). Pitcairnioideae are usually terrestrial and rupicolous and grow in mesic and xeric habitats; they present a well developed root system for fixation and water and nutrient absorption. The leaf scales in this subfamily are less developed and have little or no water absorption function (Pittendrigh 1948, Benzing & Burt 1970, Benzing *et al.* 1976).

The rhizomes of Bromeliaceae are not well known although Billings (1904) had described the rhizome of *Tillandsia usneoides* L. and Krauss (1948) had carefully studied the morphology and the anatomy of the rhizome of *Ananas comosus* (L.) Merr. Later, Segecin and Scatena (2004) described the rhizomes of some *Tillandsia* and interpreted them as a possible adaptation to the epiphytic habit.

The stems of monocot do not present a cambium but many species posses a lateral apical meristem that determines the shape of the plant. This meristem, called primary thickening meristem, is responsible for thickening of the stem and for the formation of the adventitious roots and of the vascular connection among the stem, roots and leaves. In some monocot genera, a secondary thickening meristem is also present, which contributes to the formation of the stem body (Rudall 1991).

As for the rhizomes, studies on the root anatomy of Bromeliaceae are rare. Krauss (1949), Pita & Menezes (2002) and Segecin & Scatena (2004) related the rhizome anatomy of the species they studied to the growth habit of the plants and/or to the environment where they grow.

The present study describes the morpho-anatomy of the rhizomes and roots of epiphytic and terrestrial bromeliads from the cerrado of São Paulo State, with the aim of pointing out particular features of the Bromeliaceae as well as possible adaptive features found in the cerrado vegetation.

Material and Methods

The material was collected in areas of cerrado in São Paulo State, Brazil and identified by the first author. Vouchers are deposited at the Rioclarense Herbarium (HRCB) of the State University of São Paulo (Table 1).

For the anatomical study at least two representatives of each species were used. Roots and rhizomes were fixed in FAA 50 (Johansen 1940) for 48h and later preserved in ethanol 50%. Cross sections were made by free hand in the apical and median regions of both organs. The sections were stained with Safranin and Astra blue (Bukatsch 1972 modified by Kraus & Arduin 1997) and mounted in glycerin gelatin Kaiser (1880). For *Tillandsia usneoides* only the stem was studied since this species does not present roots when adult.

Sections of fresh material were used to test the presence/absence of phenolic compounds (Johansen 1940), starch (Johansen 1940), lignin (Sass 1951), lipids (Gerlach 1984) and to determine the crystals chemical nature (Chamberlain 1932).

The photomicrographs were taken using an Olympus BX40 photomicroscope and a Leica MZ12 stereomicroscope.

Table 1 – List of studied species

Subfamilies/Species	Life forms	Place of collect	Voucher
BROMELIOIDEAE			
Acanthostachys strobilacea (Baker) L.B.Sm.	Epiphyte	Reserva Biológica de Moji-Guaçu	S. L. Proença 201
Aechmea bromeliifolia (Rudge) Baker	Epiphyte	Área de Proteção Ambiental de Corumbataí	S. L. Proença 212
Ananas ananassoides (Baker) L.B.Sm.	Terrestrial	Estação Experimental de Itirapina	S. L. Proença 192
Billbergia distachia (Vell.) Mez	Epiphyte	Reserva Biológica de Moji-Guaçu	S. L. Proença 208
Billbergia porteana Brongn.	Epiphyte	Reserva Biológica de Moji-Guaçu	S. L. Proença 198
Bromelia balansae Mez	Terrestrial	Estação Experimental de Itirapina	S. L. Proença 197
PITCAIRNIOIDEAE			
Dyckia tuberosa (Vell.) Beer	Terrestrial	Universidade de São Paulo (USP), Pirassununga	S. L. Proença 213
TILLANDSIOIDEAE			
Tillandsia loliacea Mart. *ex* Schult. & Schult. f.	Epiphyte	Área de Proteção Ambiental de Corumbataí	S. L. Proença 202
Tillandsia pohliana Mez	Epiphyte	Reserva Biológica de Moji-GuaçuPratânia	S. L. Proença 186 S. L. Proença 216
Tillandsia recurvata (L.) L.	Epiphyte	Estação Experimental de ItirapinaReserva Biológica de Moji-GuaçuPratânia	S. L. Proença 194 S. L. Proença 209 S. L. Proença 215
Tillandsia tenuifolia L.	Epiphyte	Reserva Biológica de Moji-Guaçu	S. L. Proença 210
Tillandsia tricholepis Baker	Epiphyte	Estação Experimental de ItirapinaÁrea de Proteção Ambiental de Corumbataí	S. L. Proença 195 S. L. Proença 204
Tillandsia usneoides (L.) L.	Epiphyte	Estação Experimental de Itirapina	S. L. Proença 193
Vriesea sp.	Epiphyte	Estação Experimental de Itirapina	S. L. Proença 217

Results

Rhizome

Most of the studied species are epiphytic, except for the terrestrial *Ananas ananassoides*, *Dyckia tuberosa* and *Bromelia balansae*. The rhizomes are vertically or horizontally positioned with their apical portion pointing upward. In the median and basal regions of all rhizomes, axillary buds develop and originate new rhizomes that, in the case of *Bromelia balansae*, are fairly long and covered by reduced, scale-like leaves. In *Acanthostachys strobilacea*, the rhizome supports few green leaves and its base presents reduced cataphylls as those found in the stolons of *Bromelia balansae*.

Independently of their morphology, all rhizomes are anatomically very similar in structure and present three regions: a coat, consisting of the epidermis and/or a stratified layer of cork (Figs. 1a, c-f), a cortex (Figs. 1a, b, f; 2a-c) and a vascular cylinder (Figs. 1a, b, f; 2a-c). Starch grains (Figs. 1a; 2b) and idioblasts of calcium oxalate raphides (Figs. 1a, b; 2c) are common in the cortex and in the vascular cylinder. In *Billbergia porteana*, *Bromelia balansae* and *D. tuberosa*, mucilage canals are also observed in the rhizome cortex (Figs. 1f, 2a).

When present, the epidermis is one-layered and its cells, often with silica bodies, vary in size and shape (Figs. 1a, c, d). The epidermal cells have thin walls in the rhizomes of most Tillandsioideae (*Tillandsia recurvata* (Fig. 1a), *T. usneoides*, *T. tricholepis*, *T. loliacea* and *Vriesea* sp.) and thick, lignified walls in the rhizomes of the Tillandsioideae *T. tenuifolia* (Fig. 1c) and in the Bromelioideae *Aechmea bromeliifolia* (Fig. 1d). In the latter species there is also a stratified cork layer internal to the epidermis. In the Bromelioideae *Acanthostachys strobilacea*, and in the Tillandsioideae *T. pohliana*, the rhizome is covered with various layers of sclerified cells and with an internal stratified cork. In the rhizome of the other Bromelioideae (*Billbergia distachia* (Fig. 1e), *B. porteana* (Fig. 1f), *Ananas ananassoides* and *Bromelia balansae*) and in the Pitcairnioideae *D. tuberosa*, the coating tissue is a stratified cork.

The cortex, formed by rounded parenchymatous cells of variable sizes, presents leaf traces (Figs. 1a, b, f; 2a-c) axillary buds and besides idioblasts with calcium oxalate raphides (Figs. 1a, b; 2c). The endodermis is recognized by the position of its parenchymatous cells (Figs. 1a; 2a, b), although in *Aechmea bromeliifolia* there is no a visible delimitation between the cortex and the vascular region (Fig. 2c). The rhizome of all *Tillandsia* (Fig. 1b) (except *T. usneoides*) and of the Pitcairnioideae *D. tuberosa* show many intracortical roots that originate from the pericycle. In these roots the endodermis is one-layered and its cells possess anticlinal thickened walls, in *D. tuberosa*, and all the walls thickened, in *Tillandsia*. Figure 1b show intracortical roots in different developmental stages.

Collateral bundles randomly distributed form the vascular system; these bundles can be partially or completely surrounded by sclerified cells (Figs. 1a, b, f; 2a-c). In most of Tillandsioideae (*T. recurvata* (Fig. 1a), *T. tricholepis*, *T. usneoides* and *Vriesea* sp.), the cortex is separated from the vascular region by a ring of pericycle fibers that include many vascular bundles; this ring is interrupted only by the leaf traces (Fig. 1a). The collateral bundles of the center of the cylinder are surrounded by few sclerified cells (Fig. 1a). In the other Tillandsioideae (*T. tenuifolia* (Fig. 1b), *T. loliacea* and *T. pohliana*), the limit between the cortex and the vascular cylinder is recognized only by the proximity of the peripheral bundles (Fig. 1b). In these species, the collateral bundles of the center of the cylinder are surrounded by sclerified cells (Fig. 1b).

As in most Tillandsioideae (Fig. 1a), the rhizome of most Bromelioideae (Figs. 1f; 2a, b) and that of the Pitcairnioideae *D. tuberosa* present a ring of pericyclic cells separating the cortical region from the vascular one. In these

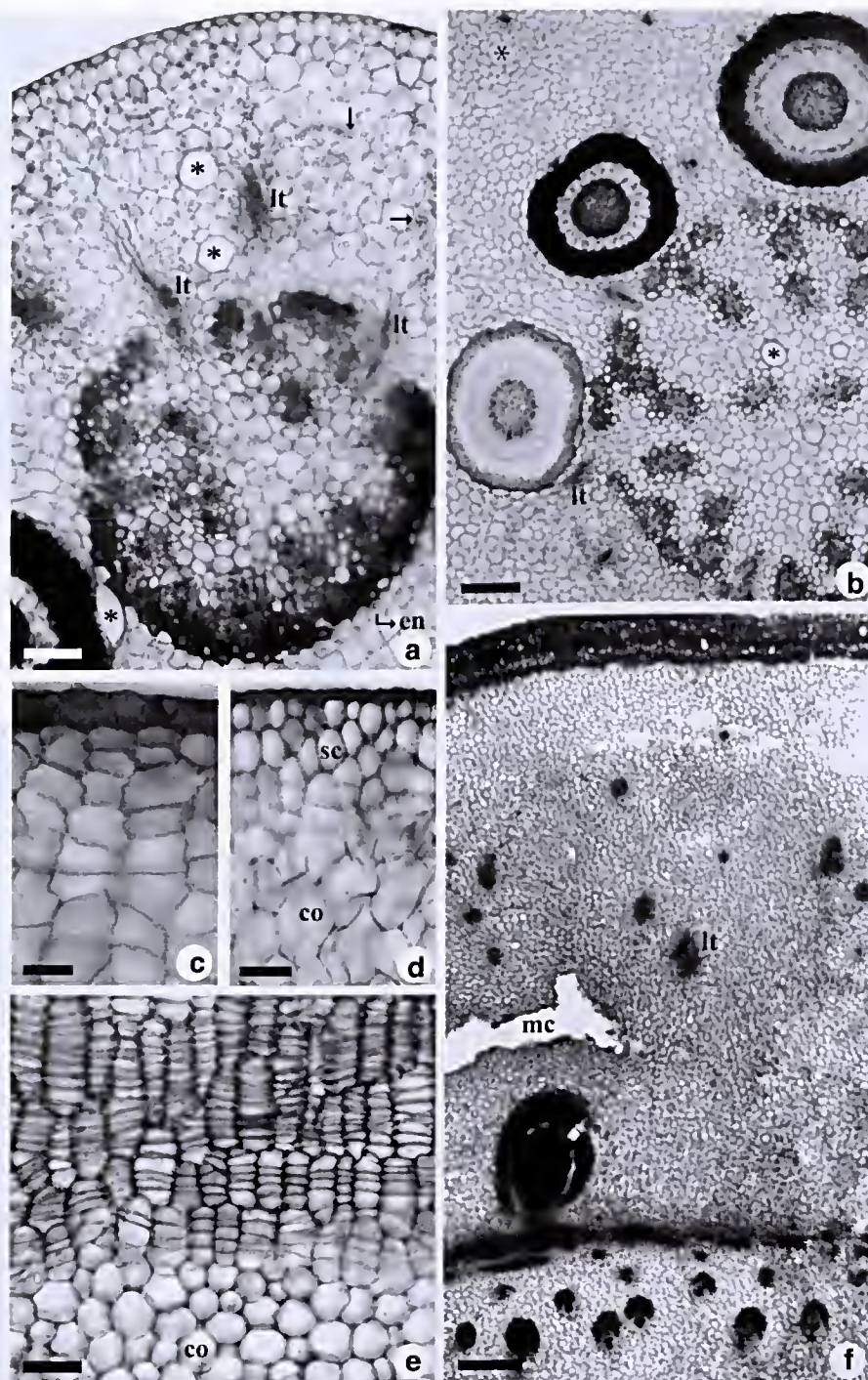



Figure 1 – Cross sections at the median region of the rhizomes. a. *Tillandsia recurvata*, with a single layer epidermis and an endoderm (en) surrounding the pericycle fibers limiting the vascular region; note starch grains (arrows) and leaf traces (lt) in the cortex. b, c. *T. tenuifolia*. b. show intracortical roots and peripheral bundles close together on the limit of the central cylinder; note the leaf traces (lt). c. show a lignified epidermis and a stratified inner cork. d. *Aechmea bromeliifolia*, with a lignified epidermis and a stratified inner cork (sc). e. *Billbergia distachia*, with a widely stratified cork. f. *B. porteana*, with stratified cork plus mucilage canal (mc) and leaf trace (lt) in the cortex; note the pericycle fibers limiting the vascular region. Asterisks of the figures a and b show idioblasts of raphides without content. (co = cortex) Bars = 30μm (fig. c); 70μm (fig. a, d, e); 200μm (fig. b); 770μm (fig. f).

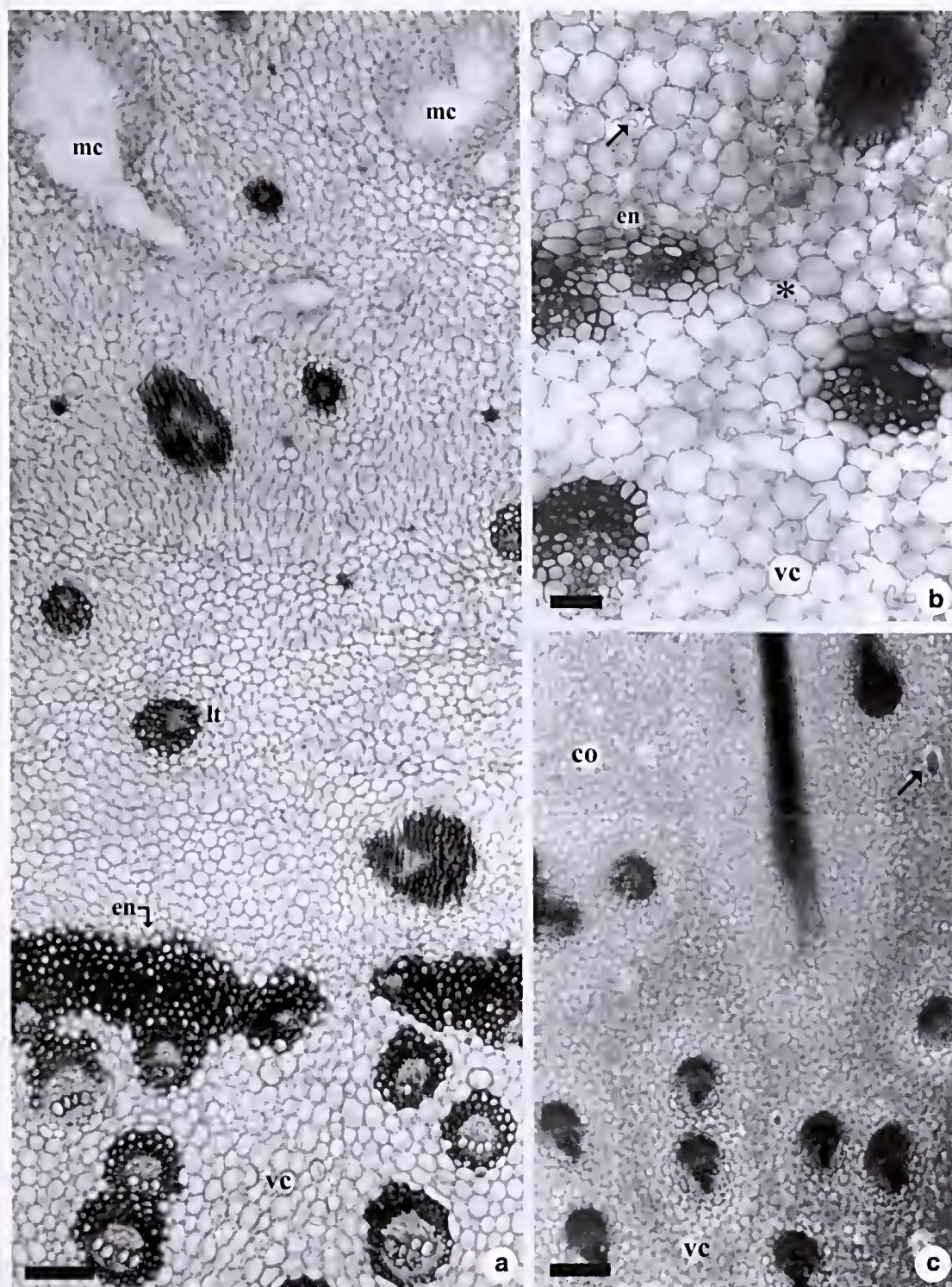



Figure 2 – Cross sections at the median region of the rhizomes. a. *Bromelia balansae*, with mucilage canals (mc) and leaf trace (lf) in the cortex and a parenchymatous endoderm (en); note the pericycle fibers limiting the vascular cylinder (vc). b. *Billbergia distachia*, with a parenchymatous endoderm (en); note the leaf gap (asterisk) and starch grains (arrow). c. *Aechmea bromeliifolia*, lacking a visible limit between the cortex (co) and the vascular cylinder (vc); the arrow show an idioblast with raphides. (vc = vascular cylinder) Bars = 70μm (fig. b); 200μm (fig. a, c).

cases too, the ring is only discontinuous in the regions where the leaf traces cross the cylinder (Figs. 1a; 2a, b). However, in opposition to the rhizomes of Tillandsioideae, the vascular bundles adjacent to the pericycle are smaller than those of the central region (Figs. 1f; 2a, b) and are surrounded by sclerified cells particularly at the phloem end (Figs. 1f; 2a, b).

The rhizome of the Bromelioideae *Aechmea bromeliifolia* does not have a clear boundary between the vascular region and the cortex (Fig. 2c); here the vascular bundles are scattered throughout the central region and there are leaf traces in the cortical portion (Fig. 2c). However, as in the other representatives of this subfamily, the collateral vascular bundles of the rhizome are also surrounded by sclerified cells, especially at the phloem end (Fig. 2c).

Root

The intracortical roots, observed in the rhizomes of most *Tillandsia* (Tillandsioideae) and in the Pitcairnioideae *Dyckia tuberosa*, originate from the pericycle at the apex of the stem. They and run through the cortex basipetally, parallel to the rhizome surface, emerging at the base to fix the plant to the substrate.

In the rhizomes of Bromelioideae, the roots originate from the pericycle at the stem base and grow perpendicularly to the axis. Some roots reach the substrate and fix the plants, while others, still young, nest between the leaf sheaths, where water and nutrients are retained and can be absorbed.

The coating tissue is a multilayered rhizodermis (Figs. 3a-d; 4a-d; 5a, b, d; 6c) except on the intracortical portions that are covered with one layer of rhizodermal cells (Fig. 6b). The cells of the multilayered rhizodermis vary in shape and have thin walls close to the root apex (Figs. 3a-d) and thickened walls in distal regions (Figs. 4a, d; 5a). The outer layer of this tissue bears unicellular hairs on the root apex (Figs. 3c, d) and on all the extension of the roots of *Bromelia balansae* (Fig. 4a), *Aechmea bromeliifolia* (Fig. 4b), *Ananas ananassoides* (Fig. 4d), *Acanthostachys strobilacea*, *Billbergia distachia* and *D. tuberosa*. Under this coat, all the roots show a cortical region and a vascular cylinder (Figs. 3a, b, d; 4b-d; 5a, b, d; 6c).

In the apical and regions, the cortex is parenchymatous (Figs. 3a, b) and its inner layers, close to the endodermis, are arranged in a stratified way (Figs. 3a, b, d; 6a). The endodermis is recognized by the Casparian strips (Figs. 3a, b).

In the sub-apical region, the one or two-layered exodermis is formed by cells of thickened suberized and/or lignified walls (Figs. 3c, d); the passage cells have only primary walls (Fig. 3c). The inner layers of the parenchymatous cortex are larger than the outers and separated by small intracellular spaces (Figs. 3a, b; 6a) that become wider in the distal regions of the root (Figs. 4b-d; 5a-d; 6b, c).

From the sub-apical region on there is a centripetal sclerification on the cell walls of the outer cortex (Figs. 4b, d; 5b; 6b), which, in some cases, extends until the median cortical portion (Figs. 4c; 5d; 6c). The endodermis cell walls are anticlinally thickened in the roots of the Pitcairnioideae *D. tuberosa* (Fig. 5c) and of all Bromelioideae (Figs. 4c, d) but *Bromelia balansae* with endodermal cell walls anticlinally and inner periclinally thickened (Figs. 5a, d). In the Tillandsioideae roots, all the endodermis cell walls are thickened (Figs. 5b; 6a-c). Idioblasts of calcium oxalate raphides occur both in the multilayered rhizodermis (Figs. 4a; 5a) and in the root cortex.

The central cylinder is delimited by a one-layered pericycle formed by thin-walled cells. The xylem is polyarch (Figs. 3a, b; 4b-d; 5a, b; 6a) and the root medulla is usually parenchymatous close to the apex (Figs. 3a, d) becoming distally lignified (Figs. 4b, c; 5d; 6a-c). The lateral roots have the same anatomical organization, but with fewer cell layers in the cortex and fewer vascular tissues in the central cylinder (Fig. 5d).

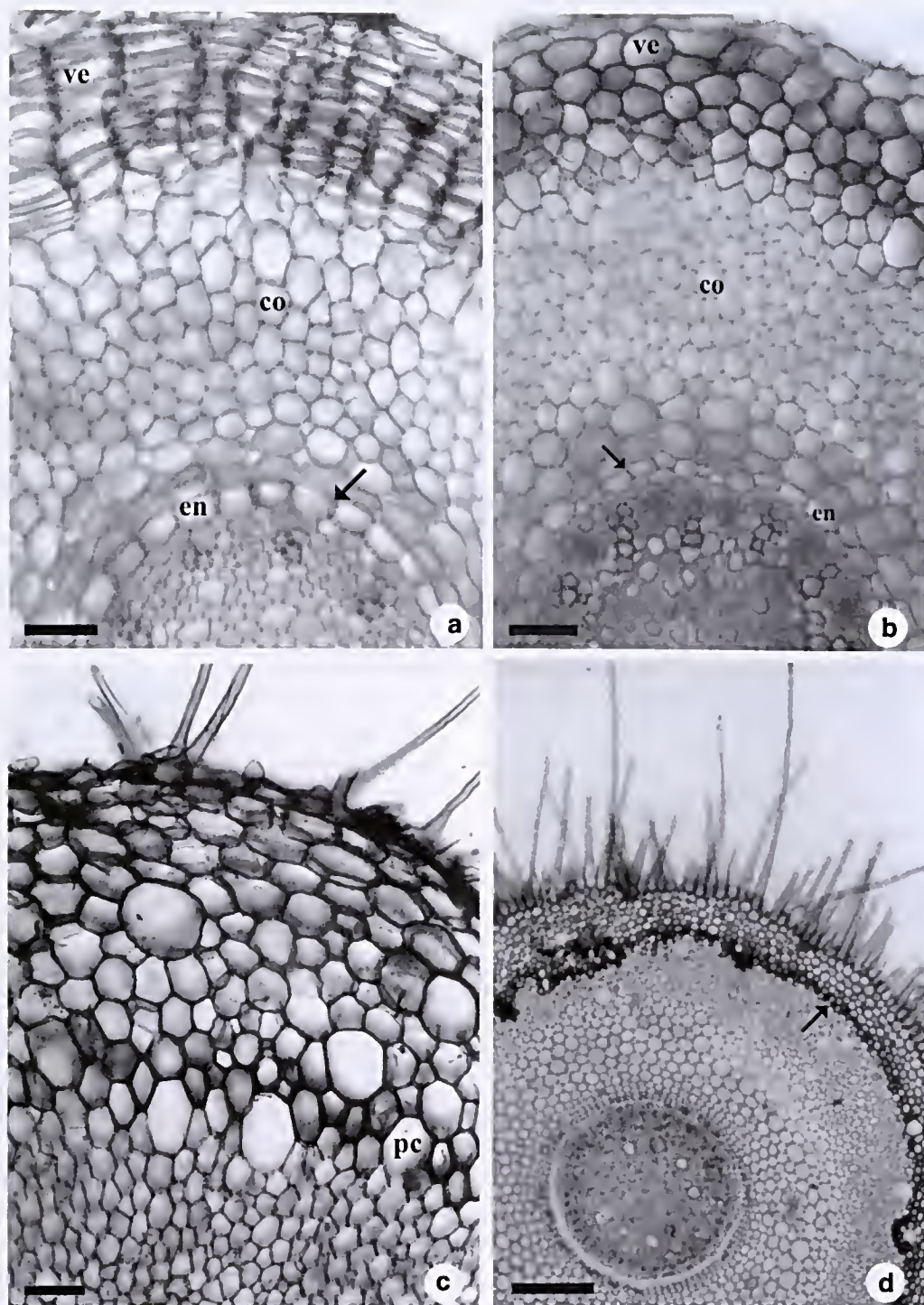



Figure 3 – Cross sections of roots. a, b. apex with velamen (ve), parenchymatous cortex (co) and endoderm (en) with Casparian strips in its cells (arrow). a. *Billbergia distachia*. b. *Tillandsia tenuifolia*. c, d. sub-apical region showing epivelamen with unicellular hairs and 1–2 layered exodermis of cells with suberized and/or lignified walls. c. *Dyckia tuberosa*. d. *Bromelia balansae*, the arrow indicates the exodermis. (pc = passage cell). Bars = 30μm (fig. a, b, c); 200μm (fig. d).

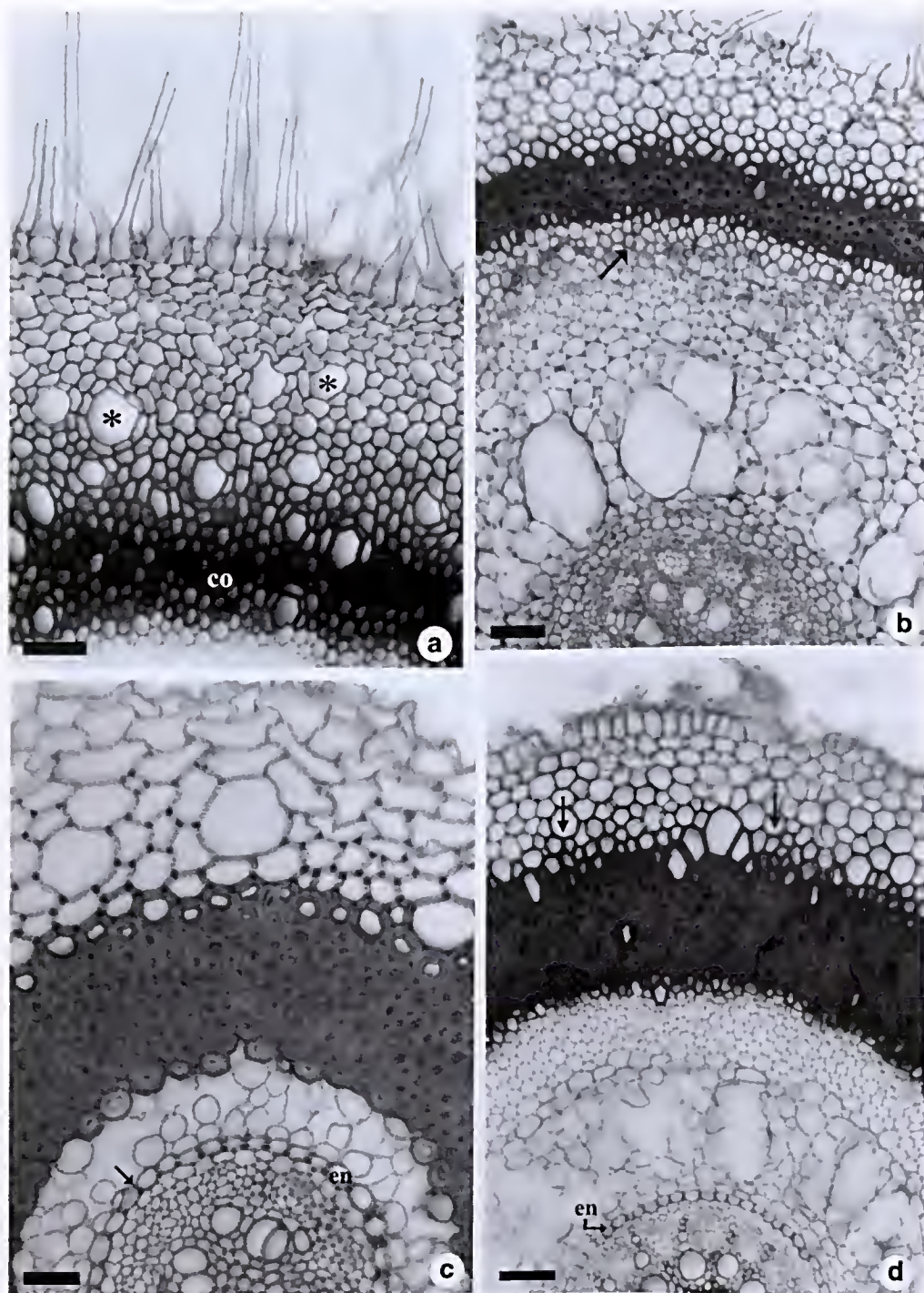



Figure 4 – Cross sections at the median region of the roots. a. *Bromelia balansae*, with unicellular hairs on the epivelamen and idioblasts of raphides (asterisks) on the velamen layers; note the lignified cells on the outer cortex (co) and on the inner velamen. b. *Aechmea bromeliifolia*, with unicellular hairs on the epivelamen; note the centripetal sclerification of the outer cortex cells (arrow) and the wide intracellular spaces in the inner cortex. c. *Billbergia distachia*, with the cortex almost completely sclerified and the endoderm cells (en) with thickened anticlinal walls (arrow). d. *Ananas ananassoides*, with thick walled cells on the inner velamen (arrows) and endoderm cells with thickened anticlinal walls (en). Bars = 30μm (fig. c); 70μm (fig. a, b, d).

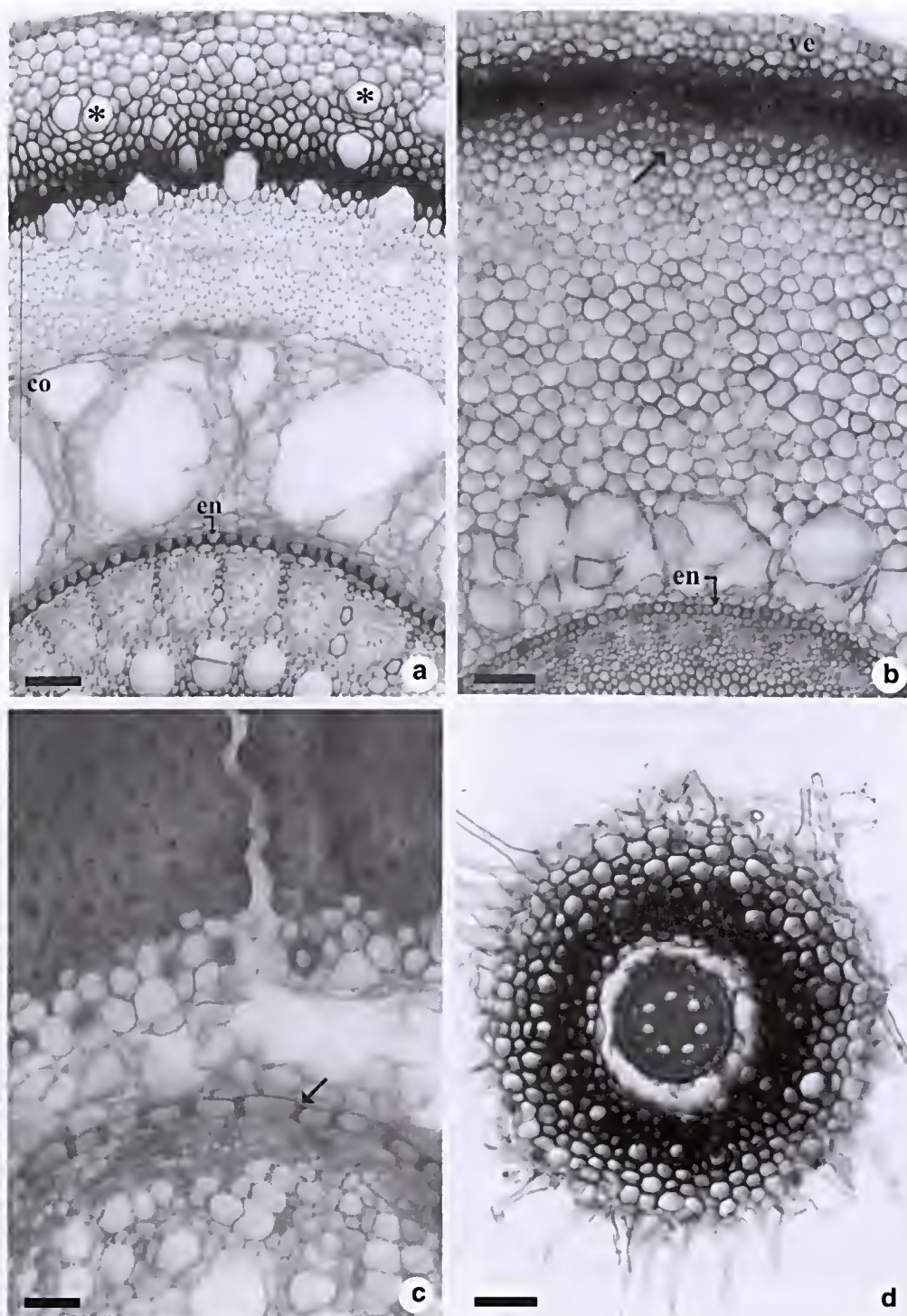



Figure 5 – Cross sections at the median region of the roots. a. *Bromelia balansae*, show idioblasts of raphides without content (asterisks) on the velamen that has thick walled cells on its inner layers; the outer cortex is sclerified and the inner cortex present wide intercellular spaces; the endoderm cells have thickened anticlinal and inner periclinal walls (en). b. *Vriesea* sp., showing the velamen (ve), the centripetal sclerification of the outer cortex cells (arrow) and the endoderm cells with thickened anticlinal and periclinal walls (en). c. *Dyckia tuberosa*, showing the cortex almost completely sclerified and the endoderm cells with thickened anticlinal walls (arrow). d. *Bromelia balansae*, lateral root with the same organization as the principal roots but with a small diameter. Bars = 30μm (fig. c); 70μm (fig. a, b, d).

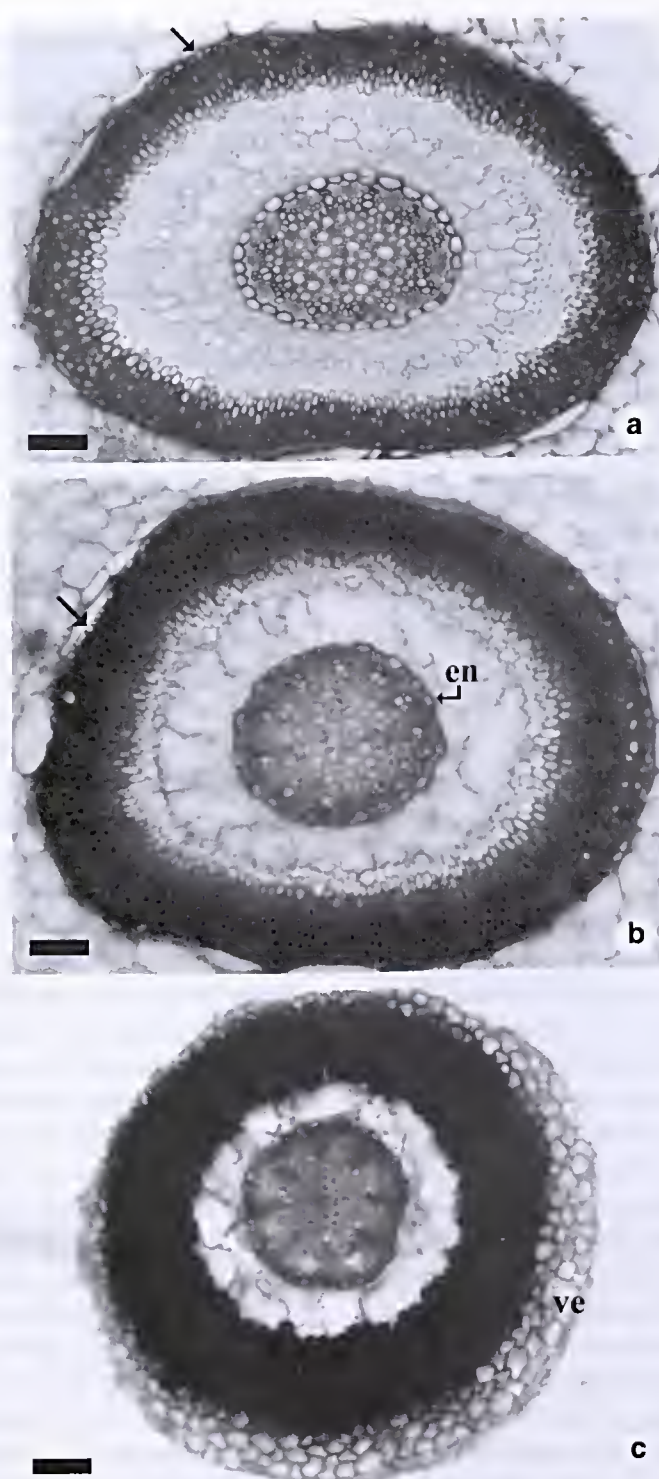



Figure 6 – Cross sections of the *Tillandsia tenuifolia* roots. a. intracortical portion near of the root apex with the one-layered epidermis (arrow), the outer cortex of thick walled cells and the inner cortex with stratified enlarged cells. b. intracortical portion at the median root region showing the one-layered epidermis (arrow), the centripetal sclerification of the outer cortex and the wide intercellular spaces on the inner cortex; the endoderm cells are thick walled (en) at this root region. c. aerial portion with a velamen (ve). Bars = 70μm (fig. a, b, c).

Discussion

The coating tissue of the rhizomes is multilayered and its cells present suberized walls, in all Bromelioideae, some Tillandsioideae (*T. pohliana* and *T. tenuifolia*) and in the Pitcairnioideae *D. tuberosa*. Tomlinson (1969) called this tissue periderm but no phellogen was observed in the rhizomes studied here. So we prefer to call the coating tissue stratified cork that, according to Fahn (1985), originates from some groups of cortical parenchymatous cells that divide periclinally forming many layers of cells with suberized walls.

All rhizomes have a cortex and a central cylinder that, in most species, is limited by a ring of lignified cells interpreted, in the present work, as the pericycle. In some rhizomes, the limit of the central cylinder presents vascular networks interrupted by the leaf gaps and associated to the adventitious roots, as described for *Ananas comosus* (L.) Merr. (Krauss 1948). In *A. comosus*, the vascular network originates from a meristem that Mangin (1882 *apud* Krauss 1948) called a dictiogen layer and Diggle & DeMason (1983) named a primary thickening meristem, and which, according to Menezes *et al.* (2005), corresponds to the pericycle. The structural similarity between the rhizomes of *A. comosus* and those of the Bromeliaceae studied here indicates that the primary thickening meristem is active in the stems of this family, producing variable degrees of peripheral vascular networks, depending on the species. According to Rudall (1991), the primary thickening meristem is a plesiomorphy for the monocotyledons, occurring in reduced stems of different families within this group. As in other monocotyledons (DeMason 1979, 1980; Martin & Tucker 1985; Rudall 1991; Scatena & Menezes 1995; Sajo & Rudall 1999), the rhizomes of the Bromeliaceae do not show any secondary growth, which is characterized by the formation of radially organized vascular bundles separated by parenchymatous rays, and an increase of parenchymatous cells in the cortex.

Inside the cortex there are intracortical roots in the rhizomes of Tillandsioideae (except for *Tillandsia usneoides* and *Vriesea* sp.) and of *D. tuberosa* (Pitcairnioideae), as described by Pita & Menezes (2002) and by Segecin & Scatena (2004) for others representatives of the same family. The intracortical roots observed here do not present a multilayered rhizodermis, as reported for others *Tillandsia* (Segecin & Scatena, 2004) and contrary to described for *Dyckia* and *Encholirium* (Pita & Menezes 2002). Here, the intracortical roots are covered by one layer of rhizodermis that become sclerified in distal regions of the organ.

In both terrestrial and epiphytic species, the extracortical part of the roots is covered by a multilayered rhizodermis. This multilayered rhizodermis is morphologically similar to the velamen hat covers the roots of epiphytic and terrestrial species of Araceae and Orchidaceae (Dycus & Knudson 1957, Benzing *et al.* 1982, Fahn 1985 and Mauseth 1988) and may function like it. In Araceae and Orchidaceae, the velamen offers mechanical protection and acts as a sponge, allowing the root to retain a temporary reservoir of water and minerals (Benzing *et al.* 1982). In Bromeliaceae, the occurrence of a multilayered rhizodermis (named velamen by the authors) was also reported for rupicolous species of *Dyckia* and *Encholirium* (see Pita & Menezes 2002) and for epiphytic species of *Tillandsia* (Segecin & Scatena 2004).

Internally to the multilayered rhizodermis, there is a one-layered exodermis formed by thick-walled cells, as described for other Bromeliaceae roots (Pita & Menezes 2002, Segecin & Scatena 2004). As in other roots (see Sanford & Andalawo 1973, Pita & Menezes 2002), some exodermis cells have only primary walls (passage cells) allowing the water solution to move from the multilayered rhizodermis to the cortex (Dycus & Knudson 1957). According to Tomlinson (1969) and Dycus & Knudson (1957), the velamen-exodermis set of some epiphytic species offers a mechanical protection, reduces the water loss

from the root cortex, and absorbs and stores water and minerals (Benzing *et al.* 1982). In the roots studied here, the multilayered rhizodermis-exodermis set could act like the velamen-exodermis set protecting the organ and absorbing/retaining the water and solutes. However, only detailed physiological and ecological studies could confirm this hypothesis.

The outer cortex of the root is formed by cells of sclerified walls and, in some cases, these sclerification reaches the cell walls of the median cortex. These multilayered tissue formed by sclerified cells probably helps to hinder the water evaporation from the inner root cortex, as suggested by Krauss (1949) for *A. comosus* roots. Collenchymatous cells were reported for the median cortex of the roots of *Dyckia* and of *Encholirium* (Pita & Menezes 2002); however, none of the observed roots presented this supporting tissue.

The layers of the inner root cortex, adjacent to the endodermis, are stratified close to the root apex, indicating that the inner cortex originates from a meristematic endodermis, as demonstrated by Alonso *et al.* (2004) and by Menezes *et al.* (2005) for other monocotyledons.

On the mature region, the root endodermis is formed by thick-walled cells in Tillandsioideae and by cells with thickened anticlinal walls in Pitcairnioideae and most Bromelioideae (except for *Bromelia balansae* with U thickenings).

The medulla is parenchymatous in the root apex but its cell walls become thick and lignified in the distal regions including in the intracortical parts. Such sclerification probably increases the support for the epiphytic rhizomes as proposed by Meyer (1940 *apud* Tomlinson 1969).

The sclerified exodermis and medulla observed here may offer support for the roots during its growth within the stem, as proposed by Krauss (1949) for *A. comosus*. Such sclerified tissues can also increase the resistance of the roots against water loss, avoiding cellular collapse.

Crystals of calcium oxalate are common in the rhizomes and roots studied here, as reported for other Bromeliaceae (Krauss 1948, Tomlinson 1969, Segecin & Scatena 2004). Such crystals, whose function would be to neutralize the oxalic acid produced in the plants (Brighigna *et al.* 1984), may either represent forms of reserve of calcium and of oxalic acid, reintroduced in the metabolism when necessary (Sunell & Healey 1979), or deposits of metabolic wastes that would otherwise be toxic to the cell or tissue (Prychid & Rudall, 1999). According to Mauseth (1988), Finley (1999) and Prychid & Rudall (1999), the calcium oxalate raphides make the plants little palatable to herbivores. Within Poales, raphides of calcium oxalate occur in Eriocaulaceae, Joinvilleaceae, Sparganiaceae and Typhaceae (Dalhgren *et al.* 1985), suggesting that this feature is a plesiomorphy for the order. Although the presence/absence of crystals is of taxonomic value for some plant groups (Prychid & Rudall 1999), the raphides of calcium oxalate are not a good feature for grouping/separating the Bromeliaceae, since they occur in a generalized way.

Silica bodies are frequent inside the epidermal cells of the rhizomes. Considering that these bodies are low palatability, they have been associated to the plant resistance against infestation of fungi and insects attacks (Balasta *et al.* 1989). Silica bodies are also found in other Poales, as Poaceae, Cyperaceae, Thurniaceae, Rapateaceae, Centrolepidaceae, Ecdeiocoleaceae and Joinvilleaceae (Prychid *et al.* 2004), indicating that this feature is a plesiomorphy for the order. In Bromeliaceae, the silica bodies are always spherical and restricted to the epidermis cells, corroborating the supposition of Prychid *et al.* (2004) for whom the form and localization of these crystals can have a systematic potential for some groups of monocotyledons.

Some structural features of the roots and rhizomes could act in the maintenance of the hydric balance allowing the plant to explore extreme habitats, such as rock surfaces and

ephiphytic habitats. The occurrence of these features may also be related to the cerrado environment (where the studied species occur) where the dry season is up to 6 months (Ribeiro & Walter 1998) and the maximum vapour pressure deficits is similar in both rainy and dry season (Meinzer *et al.* 1999).

Acknowledgments

We thank the Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) for a Doctoral fellowship (first author) and a Researcher fellowship (second author), and the Projeto Biota - Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP) for the financial support.

References

Alonso, A. A.; Moraes-Dallaqua, M. A. & Menezes, N. L. 2004. Endoderme com atividade meristemática em raiz de *Canna edulis* Kerr-Gawler (Cannaceae). Acta Botanica Brasilica 18: 693-699.

APG (The Angiosperm Phylogeny Group). 2003. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. Botanical Journal of the Linnean Society 141: 399-436.

Balasta, M. L. F. C.; Perez, C. M.; Juliano, B. O.; Villareal, C. P.; Lott, J. N. A. & Roxas, D. B. 1989. Effects of silica level on some properties of *Oryza sativa* straw and hull. Canadian Journal of Botany 67: 2356-2363.

Benzing, D. H. 1973. The monocotyledons: their evolution and comparative biology. I Mineral nutrition and related phenomena in Bromeliaceae and Orchidaceae. The Quarterly Review of Biology 48: 277-290.

______. 2000. Bromeliaceae: profile of an adaptative radiation. Cambridge University Press, Cambridge, 690p.

Benzing, D. H. & Burt, K. M. 1970. Foliar permeability among twenty species of the Bromeliaceae. Bulletin of the Torrey Botanical Club 97: 269-279.

Benzing, D. H.; Ott, W. E & Friedman, W. E. 1982. Roots of *Sobralia macrantha* (Orchidaceae): structure and function of the velamen-exodermis complex. American Journal of Botany 69: 608-614.

Benzing, D. H.; Henderson, K.; Kessel, B. & Sulak, J. 1976. The absorptive capacities of bromeliad trichomes. American Journal of Botany 63: 1009-1014.

Billings, F. H. 1904. A study of *Tillandsia usneoides*. Botanical Gazette 38: 99-121.

Brighigna, L.; Fiordi, A. C. & Palandri, M. R. 1984. Structural characteristics of mesophyll in some *Tillandsia* species. Phytomorphology 34: 191-200.

Chamberlain, C. J. 1932. Methods in plant histology. 5th ed. University of Chicago Press, Chicago, 416p.

Crayn, D. M.; Randall, G. T.; Smith., J. A. C. & Winter, K. 2000. Molecular systematics investigations in Pitcairnioideae (Bromeliaceae) as a basis for understanding the evolution of crassulacean acid metabolism (CAM). *In*: Winter, K. L. & Morrison, D. A. (eds.). Monocots: systematic and evolution. CSIRO Publishing, Melbourne. Pp. 569-579.

Dahlgren, R. M. T.; Clifford, H. T. & Yeo, P. F. 1985. The families of the monocotyledons. Structure, evolution, and taxonomy. 1st ed. Springer-Verlag, Berlin, 520p.

DeMason, D. A. 1979. Function and development of the primary thickening meristem in the monocotyledon, *Allium cepa* L. Botanical Gazette 140: 51-66.

______. 1980. Localization of cell division activity in the primary thickening meristem in *Allium cepa*. L. American Journal of Botany 67: 393–399.

Diggle, P. K. & De Mason, D. A. 1983. The relationship between the primary thickening meristem and the secondary thickening meristem in *Yucca* Whipplei Torr. I. Histology of the mature vegetative stem. American Journal of Botany 70: 1195-1983.

Dycus, A. M. & Knudson, L. 1957. The role of the velamen of the aerial roots of orchids. Botanical Gazette 119: 78-87.

Fahn, A. 1985. Plant anatomy. 3rd ed. Ediciones Pirámide, S.A., Madrid, 560p.

Finley, D. S. 1999. Patterns of calcium oxalate crystals in young tropical leaves: a possible role as an anti-herbivory defense. Revista de Biología Tropical 47: 27-31.

Gerlach, D. 1984. Botanische Mikrotechnik. Georg. Thieme Verlag, Stuttgart, 311p.

Horres, R.; Zizka, G.; Kahl, G. & Weising, K. 2000. Molecular phylogenetics of Bromeliaceae: evidence from *trn*l (uaa) intron sequences of the chloroplast genome. Plant Biology 2: 306-315.

Johansen, D. A. 1940. Plant microtechnique. 3rd ed. McGraw-Hill Book Company, New York, 523p.

Kaiser, E. 1880. Verfahren zur Herstellung einer tadellosen glycerin-gelatine. Botanisch Zentralb 180: 25-26.

Kraus, J. E. & Arduin, M. 1997. Manual básico de métodos em morfologia vegetal. EDUR, Seropédica, 198p.

Krauss, B. H. 1948. Anatomy of the vegetative organs of the Pineapple, *Ananas comosus* (L.) Merr. I – Introduction, organography, the stem, and the lateral branch or axillary buds. Botanical Gazette 110: 159-217.

______. 1949. Anatomy of the vegetative organs of the Pineapple, *Ananas comosus* (L.) Merr. III – The root and the cork. Botanical Gazette 110: 550-587.

Luther, H. E. 2002. An alphabetical list of bromeliad binomials. 8th ed. Bromeliad Society International, Sarasota.

Martin, B. F. & Tucker, S. C. 1985. Developmental studies in *Smilax* (Liliaceae). I. Organography and the shoot apex. American Journal of Botany 72: 66-74.

Mauseth, J. D. 1988. Planty anatomy. The Benjamin/Cummings Publishing Company, California, 560p.

Meinzer, F. C.; Goldstein, G.; Franco, A. C.; Bustamante, M.; Igler, E.; Jackson, P.; Caldas, L. & Rundel, P. W. 1999. Atmospheric and hydraulic limitations on transpiration in brazilian cerrado woody species. Functional Ecology 13: 273-282.

Menezes, N. L.; Silva, D. C.; Arruda, R. C. O.; Melo-de-Pinna, G. F.; Cardoso, V. A.; Castro, N. M.; Scatena, V. L.; Scremin-Dias, E. 2005. Meristematic activity of the endodermis and the pericycle in the primary thickening in monocotyledons. Considerations on the "PTM". Anais da Academia Brasileira de Ciências 77: 259-274.

Pita, P. B. & Menezes, N. L. 2002. Anatomia da raiz de espécies de *Dyckia* Schult. & Schult. f. (Bromeliaceae, Pitcairnioideae) da Serra do Cipó (Minas Gerais, Brasil), com especial referência ao velame. Revista Brasileira de Botânica 25: 25-34.

Pittendrigh, C. S. 1948. The bromeliad-*Anopheles*-malaria complex in Trinidad. I. The bromeliad flora. Evolution 2: 58-89.

Prychid, C. J. & Rudall, P. J. 1999. Calcium oxalate crystals in monocotyledons: a review of their structure and systematics. Annals of Botany 84: 725-739.

Prychid, C. J.; Rudall, P. J. & Gregory, M. 2004. Systematics and biology of silica bodies in monocotyledons. Botanical Review 69: 377-440.

Ribeiro, J. F. & Walter, B. M. T. 1998. Fitofisionomias do bioma cerrado. *In*: Sano, S. M. & Almeida, S. P. (coords.). Cerrado: ambiente e flora. EMBRAPA-CPAC, Planaltina. Pp.89-166.

Rudall, P. J. 1991. Lateral meristems and stem thickening growth in monocotyledons. Botanical Review 57: 150-163.

Sajo, M. G. & Rudall, P. J. 1999. Systematic vegetative anatomy and ensiform leaf development in *Xyris* (Xyridaceae). Botanical Journal of the Linnean Society 130: 171-182.

Sanford, W. W. & Adanlawo, I. 1973. Velamen and exodermis characters of West African orchids in relation to taxonomic grouping and habitat tolerance. Botanical Journal of the Linnean Society 66: 307-321.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2nd ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Scatena, V. L. & Menezes, N. L. 1995. Aspectos morfológicos e anatômicos do caule em espécies de *Syngonanthus* Ruhl. Eriocaulaceae. Boletim Botânico da Universidade de São Paulo 14: 91-107.

Segecin, S. & Scatena, V. L. 2004. Morfoanatomia de rizomas e raízes de *Tillandsia* L. (Bromeliaceae) dos Campos Gerais, PR, Brasil. Acta Botanica Brasilica 18: 253-260.

Smith, L. B. & Downs, R. J. 1974. Pitcairnioideae (Bromeliaceae). Flora Neotropica. Monograph 14: 1-662.

______.1977. Tillandsioideae (Bromeliaceae). Flora Neotropica. Monograph 14: 663-1492.

______. 1979. Bromelioideae (Bromeliaceae). Flora Neotropica. Monograph 14: 1493-2142.

Sunell, L. A. & Healey, P. L. 1979. Distribution of calcium oxalate crystal idioblasts in corms of taro (*Colocasia esculenta*). America Journal of Botany 66: 1029-1032.

Tomlinson, P. B. 1969. Comelinales – Zingiberales. *In*: Metcalfe, C. R. (ed.). Anatomy of the monocotyledons. Vol. 3. Oxford University Press, London. Pp. 193-294.

Pfaffia cipoana e *Pfaffia rupestris* (Amaranthaceae), duas novas espécies para o Brasil

Maria Salete Marchioretto[1], *Silvia Teresinha Sfoggia Miotto*[2] & *Josafá Carlos de Siqueira*[3]

Resumo

(*Pfaffia cipoana e Pfaffia rupestris* (Amaranthaceae), duas novas espécies para o Brasil) *Pfaffia cipoana e Pfaffia rupestris* (Amaranthaceae) constituem-se novas espécies para a flora brasileira, inseridas na secção *Pfaffia,* a qual inclui o maior número de espécies no Brasil. *Pfaffia cipoana é* próxima de *P. denudata* diferenciando-se desta, principalmente, por apresentar folhas de comprimento e largura maiores e sépalas oblongas. *Pfaffia rupestris* diferencia-se por ser extremamente foliosa, com folhas diminutas, opostas e verticiladas. As referidas espécies foram reconhecidas no decorrer da revisão taxonômica do gênero *Pfaffia* para o Brasil. São apresentadas descrições, ilustrações, observações sobre o hábitat e a distribuição geográfica.

Palavras-chave: taxonomia, novos táxons, campo rupestre, flora.

Abstract

(*Pfaffia cipoana* and *Pfaffia rupestris* (Amaranthaceae) two new species in Brazil) *Pfaffia cipoana* and *Pfaffia rupestris* (Amaranthaceae) are two new species of the Brazilian flora. These species are included in the section *Pfaffia*, which has the largest number of species in the Brazilian territory. *Pfaffia cipoana* is close to *P. denudata* but it is set apart mainly by the greater length and width of the leaves and oblong sepals. *Pfaffia rupestris* differs as it is extremely leafy, with small, opposite and verticillate leaves. The two species were recognized during the revision of the genus *Pfaffia* in Brazil. Descriptions, illustrations, observations about the habitat and the geographical distribution of the new species are presented.

Key words: taxonomy, new taxa, campo rupestre, flora.

Introdução

O gênero *Pfaffia*, embora muito próximo morfologicamente do gênero *Gomphrena*, difere do mesmo pelo tubo estaminal curto, filetes unidos até o meio e ciliados lateralmente, estilete quase sempre ausente e estigma bilobado ou capitado (Siqueira 1992). As espécies do gênero *Pfaffia* estão distribuídas na região neotropical, estendendo-se do sul do México através dos trópicos, incluindo a bacia Amazônica, até Baía Blanca na Argentina (Borsch 1995), sendo a Região Sudeste do Brasil o centro de diversidade do gênero (Siqueira 1994/1995).

Stützer (1935) realizou uma revisão do gênero para a América do Sul. Posteriormente poucos trabalhos foram realizados no Brasil abrangendo estados como Minas Gerais (Siqueira & Grandi 1986), Rio Grande do Sul (Vasconcellos 1986) e São Paulo (Siqueira 2002). Para o Brasil são citadas 20 espécies com distribuição ampla ou restrita, principalmente em formações vegetacionais como cerrados, campos rupestres, campos limpos, orla de matas, beira de rios e capoeiras. Durante a revisão do gênero *Pfaffia*, reconheceu-se duas novas espécies: *Pfaffia cipoana* e *Pfaffia rupestris*, aqui apresentadas.

Artigo recebido em 06/2007. Aceito para publicação em 12/2007.

[1]Pesquisadora e curadora do Herbarium Anchieta, Instituto Anchietano de Pesquisas, Rua Brasil 725, C.P. 275, 93001-970, São Leopoldo, RS. Doutoranda do Pós-graduação em Botânica da Universidade Federal do Rio Grande do Sul. herbariopaca@unisinos.br

[2]Professora do Departamento de Botânica, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Av. Bento Gonçalves, 9500, Bloco IV, prédio 43433, 91501-970, Porto Alegre, RS. Bolsista de Produtividade do CNPq

[3]Professor e Pesquisador do Departamento de Geografia e Meio Ambiente da PUC-Rio, Rua Marquês de São Vicente 398, 22451-041, Rio de Janeiro, RJ.

1. *Pfaffia cipoana* Marchioretto, Miotto & Siqueira *sp. nov.* **Tipo**: BRASIL. MINAS GERAIS: Itambé do Mato Dentro, Serra do Cipó (Sa. das Bandeirinhas), about 18 km by foot trail WNW of settlement of Serra das Alves, N. Sra do Carmo, 11.V.1982, *N. Hensold 820* (holótipo PACA; isótipos SPF, NY). Fig. 1

Pfaffia cipoana *est* Pfaffia denudata (Moq.) Kuntze *affinis, a qua differt ramis foliosis, foliis laceolatis ad linear-lanceolatis usque 3 cm longis, 0,2 cm largis differt; bractea medialis, margine hyalinus, nervo dorsali lato, castaneus, sepalis oblongis.*

Subarbusto, caule ereto, ramos delgados, escuros, brilhantes, estriados, brevemente pilosos, tricomas setosos a híspidos, entrenós de 2,5–4,5 cm compr. **Folhas** opostas, lanceoladas a linear-lanceoladas, 1,5–3 × 0,1–0,2 cm, sésseis, ápice agudo, base aguda ou decurrente, faces adaxial e abaxial glabras a brevemente pilosas, tricomas híspidos. **Inflorescência** capituliforme, terminal, pedúnculo curto a médio, 2,5–5 cm compr., estriado, piloso, tricomas híspidos, ferrugíneos, ráquis tomentosa; brácteas 3, a mediana ovada, bordos hialinos, nervura dorsal larga, escura, ápice apiculado a acuminado 1,5–1,8 mm compr., brácteas laterais ovadas a côncavas, quase hialinas, nervura dorsal proeminente, ápice acuminado, 1,5 mm compr., tricomas no dorso em direção ao ápice. **Sépalas** desiguais, três externas, oblongas, densamente pilosas no dorso, ápice agudo, ca. 4 mm compr., as internas um pouco menores, oblongas, densamente pilosas no dorso, ápice agudo. **Tubo estaminal** menor que as sépalas, filamentos laterais fimbriados, filamento anterífero filiforme, anteras lineares, ca. 1 mm compr. **Ovário** oblongo, ca. 1 mm compr., estigma capitado, não pulverulento.

Pfaffia cipoana é morfologicamente afim a *P. denudata* da qual se diferencia por apresentar ramos folhosos, folhas lanceoladas a linear-lanceoladas, com 1,5–3 × 0,1–0,2 cm, bráctea mediana com bordo hialino, nervura dorsal larga e escura e sépalas oblongas. Já, em *P. denudata* as folhas são lineares a linear-lanceoladas, com 1,5–1,8 × 0,3–0,6 cm, quando presentes, a bráctea mediana não apresenta bordo hialino e as sépalas são lanceoladas a ovado-lanceoladas.

Esta espécie nova é endêmica, até o presente, ao estado de Minas Gerais, em campos rupestres, com altitudes entre 1.300–1.500 m. Floresce no mês de maio. O epíteto *cipoana* refere-se ao local de coleta, na Serra do Cipó, Minas Gerais.

2. *Pfaffia rupestris* Marchioretto, Miotto & Siqueira *sp. nov.* **Tipo**: BRASIL. MINAS GERAIS: Rio Pardo de Minas, estrada Serranópolis-Rio Pardo, Serra de Poções, entre rochas, 13.V.1998, *J.R. Pirani, A.C. Marcato, R.C. Forzza, M.C. Assis & P.E. Labiak 4300* (holótipo PACA; isótipos HRCB, SPF). Fig. 2

Pfaffia rupestris *ab omnibus* Pfaffia speciebus *differt cauli et ramis valde foliosis, ramis foliis minutis, 0,5–1 cm longis, 1–2 mm largis, oppositis verticilatis.*

Subarbusto, caule ereto, inicialmente escuro e glabro, tornando-se densamente lanoso ou tomentoso, verde-acinzentado até canescente em direção ao ápice, entrenós de 0,5–2 cm compr. **Folhas** opostas ou verticiladas, estreito-oblongas, 0,5–1 × 0,1–0,2 cm, sésseis, ápice agudo, base truncada, faces adaxial e abaxial densamente lanoso-tomentosas, cinza-esverdeadas. **Inflorescência** capituliforme, terminal, pedúnculo curto, 2–2,5 cm compr., lanoso-tomentoso, ráquis tomentosa, três brácteas, a mediana oblonga, hialina, ápice acuminado, uninervada, tricomas no ápice do dorso, ca. 3,5 mm compr., as laterais oblongas, hialinas, ápice acuminado, uninervadas, tricomas no dorso, principalmente no ápice, ca. 3 mm compr.; entre as brácteas e sépalas tricomas alvacentos, articulados, um pouco maiores que a metade do comprimento das sépalas. **Sépalas** desiguais, oblongas a oblongo-lanceoladas, trinervadas, ápice agudo,

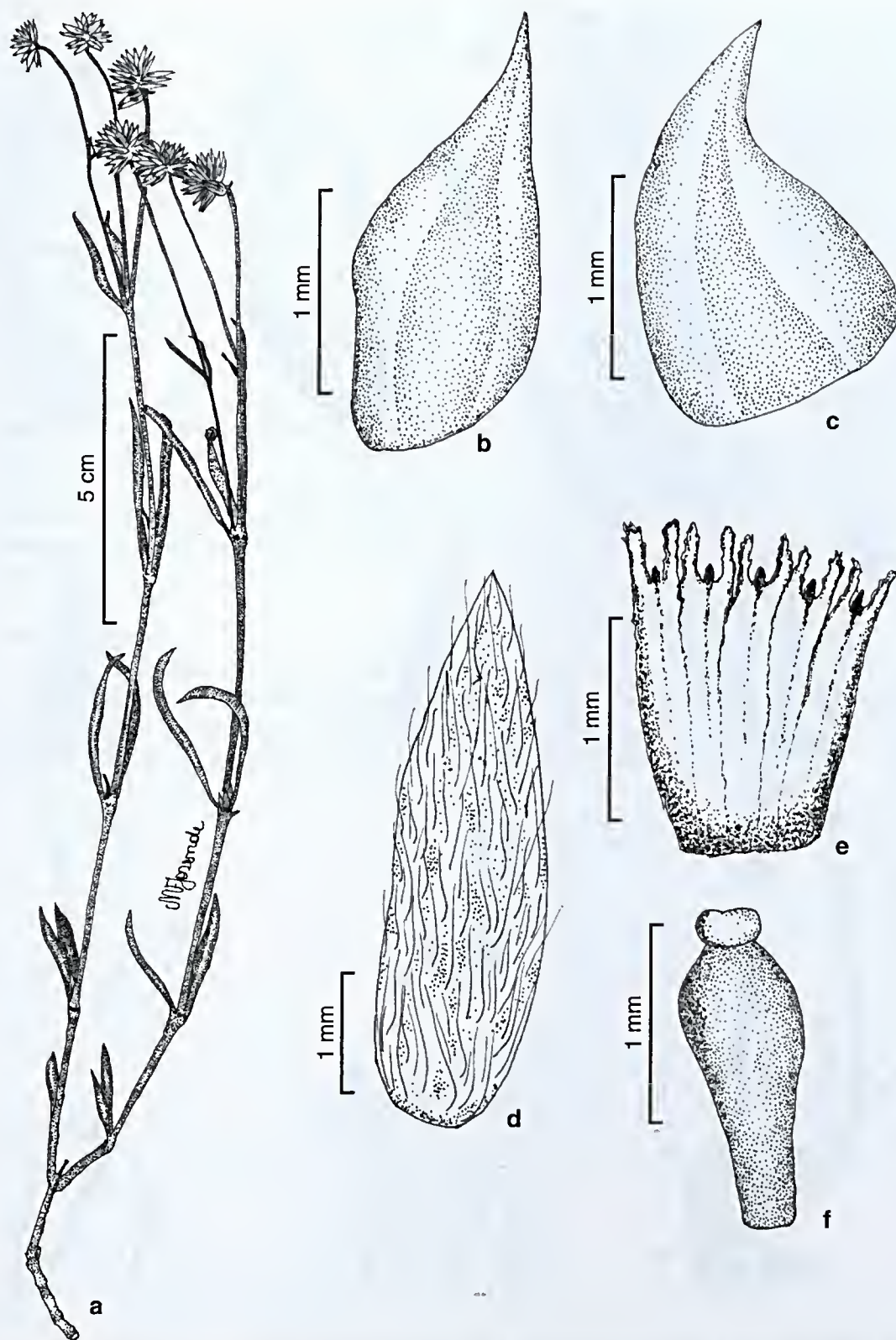



Figura 1 – *Pfaffia cipoana* Marchioretto, Miotto & Siqueira – a. hábito; b. bráctea mediana; c. bráctea lateral; d. sépala; e. tubo estaminal; f. ovário. (*Hensold 820*)

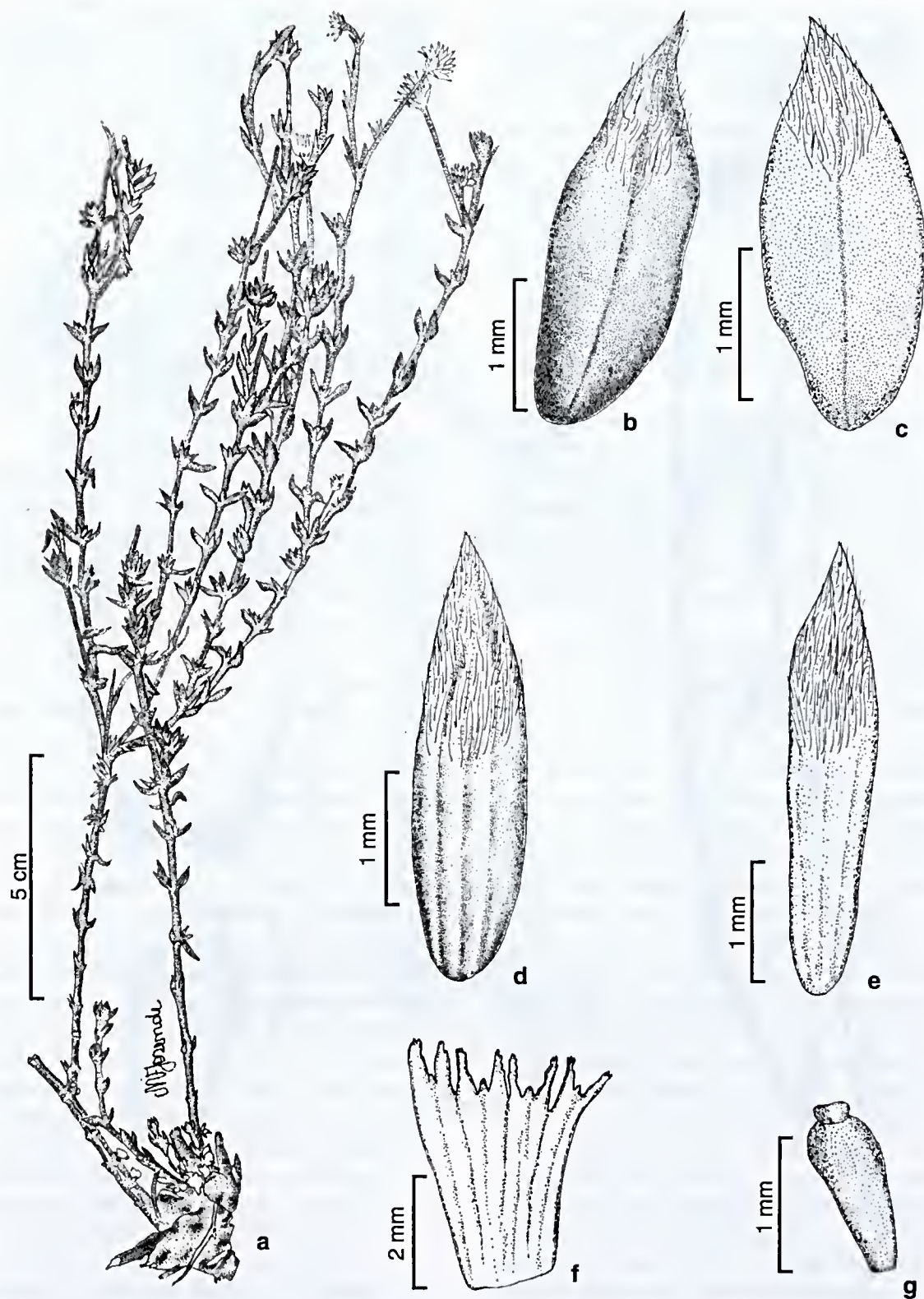



Figura 2 – *Pfaffia rupestris* Marchioretto, Miotto & Siqueira – a. hábito; b. bráctea mediana; c. bráctea lateral; d-e. sépalas; f. tubo estaminal; g. ovário. (*Pirani 4300*)

pilosas do meio para o ápice na face dorsal, quase hialinas, 3,5–4 mm compr. **Tubo estaminal** quase do tamanho das sépalas, filamentos laterais subulado-lanceolados, filamento anterífero agudo, anteras oblongas, ca. 1 mm compr. **Ovário** oblongo, ca. 1 mm compr., estigma capitado, pulverulento.

Pfaffia rupestris diferencia-se das demais espécies de *Pfaffia* por ser extremamente foliosa, apresentar ramos com folhas muito pequenas com 0,5–1 cm de comprimento por 1–2 mm de largura, opostas e verticiladas.

Espécie restrita e endêmica, encontrada até o presente no estado de Minas Gerais em campos rupestres, em altitudes que variam de 620-755 m. De acordo com a coleta a espécie floresce no mês de março. O epíteto *rupestris*, se refere, ao hábitat da espécie, entre rochas.

Agradecimentos

Nossos sinceros agradecimentos aos Drs. Egidio Francisco Schmitz e Pedro Ignácio Schmitz pelas diagnoses latinas. À desenhista Maria Virgília Farias Josende pelas ilustrações.

Referências Bibliográficas

Borsch, T. 1995. Three new combinations in *Pfaffia* (Amaranthaceae) from thc New World Tropics. Novon 5: 230-233.

Siqueira, J. C. 1992. O gênero *Gomphrena* L. (Amaranthaceae) no Brasil. Pesquisas-Botânica 43: 5-197.

______. 1994/1995. Fitogeografia das Amaranthaceae Brasileiras. Pesquisas-Botânica 45: 5-21.

______. 2002. Amaranthaceae *In:* Wanderley, M. G. L.; Shepherd, G. & Giulietti, A. M. Flora Fanerogâmica do Estado de São Paulo. V.2. FAPESP-HUCITEC. Pp. 11-30.

______ & Grandi, T. S. M. 1986. O gênero *Pfaffia* Mart. (Amaranthaceae) nos cerrados e campos rupestres de Minas Gerais. Acta Biologica Leopoldensia 8(2): 213-230.

Stützer, O. 1935. Die Gattung *Pfaffia* mit einem Anhag neur Arten von *Alternanthera*. Feddes Repertorium Specierum Novarum Regni Vegetabilis 88: 1-49.

Vasconcellos, J. M. O. 1986. Amaranthaceae do Rio Grande do Sul, Brasil. -V. Gêneros *Pfaffia* Mart. e *Gomphrena* Mart. Roessléria 8(2):75-127.

Factors limiting seed germination of terrestrial bromeliads in the sandy coastal plains (restinga) of Maricá, Rio de Janeiro, Brazil[1]

André Mantovani[2] & *Ricardo Rios Iglesias*[3]

Abstract

(Factors limiting seed germination of terrestrial bromeliads in the sandy coastal plains (restinga) of Maricá, Rio de Janeiro, Brazil) Vegetation islands surrounded by bare sand are onc of the most characteristic features of the sandy plains (restinga) of the Brazilian coastline. Abiotic conditions outside the islands are too harsh for the establishment of plants. Bromeliads are frequent both inside and at the borders of islands, but infrequent outside the islands in the restinga of Maricá. We hypothesized that the rarity of bromcliad seedlings in the restinga is due to high mortality during the seed and/or seedling stages. In this study, wc assessed the potential limiting factors for germination and seedling survival of three terrestrial bromeliads *Neoregelia cruenta*, *Aechmea nudicaulis* and *Vriesea neoglutinosa*. Seed viability, water balance during dry-wet cycles, germination under different water potentials and the susceptibility of seedlings to high temperaturcs, desiccation and sand burial were analyzed. The tested seeds were nondormant, and they germinated to >70% evcn after exposure to 60°C and desiccation. At temperatures > 27°C, seeds lost water faster than imbibited it, and dry-wet cycles and water potentials of -0.4 MPa decrcased germination. Thus, low water availability is likely limiting factor for bromeliad seed germination in the restinga of Maricá. Seedlings were extremely scnsitive to high temperatures and sand burial. Shoots failed to emerge if seed depth exceeded 10 mm. We suggest that unequal temporal distribution of rainfall, low water retention capacity of the soil, and high temperatures inhibit germination and seedling establishment through water stress. Conscquently, bromeliads are not likely to act as pioneer plants in the barren regions that separate restinga islands.

Palavras-chave: seedling survival, growth, temperature, sandy coastal plains.

Resumo

(Fatores limitantes para a germinação de sementes de bromélias terrestrcs da restinga de Maricá, Rio de Janeiro, Brasil) Moitas de vegetação separadas por areia ocorrem freqüentemente nas planícies costeiras brasileiras. Condições abióticas nas áreas entre moitas são estressantes para o estabelecimento vegetal. Na restinga de Maricá, bromélias são freqüentes dentro e na borda das moitas, sendo mais raras nas árcas entre moitas. Lança-se a hipótese de que a raridade de plântulas de bromélias nas áreas entre moitas seja devida à alta mortalidade durante a fase de semente ou plântula. Neste estudo, foram acessados potenciais fatores limitantes para a germinação e sobrevivência de três espécics de bromélias terrestres: *Neoregelia cruenta*, *Aechmea nudicaulis* e *Vriesia neoglutinosa*. Foram analisadas a viabilidade das sementes, o balanço hídrico sob ciclos de seca e hidratação, a germinação sob diferentes potenciais hídricos e a susceptibilidade das plântulas a altas temperaturas, dessecação e soterramento. As sementes não se mostraram dormentes e apresentaram germinabilidade acima de 70%, mesmo após exposição a 60°C e à dessecação. Sob maiores temperaturas (> 27°C), as sementes perderam água mais rapidamente do que embeberam. Ciclos de seca e hidratação e potenciais hídricos negativos (> -0,4 MPa) reduziram a germinabilidade. O reduzido fornecimento hídrico é provavelmente o fator limitante para a germinação de sementes de bromélias na restinga de Maricá. As plântulas foram extremamente sensíveis às altas temperaturas e ao soterramento, não conseguindo emergir quando a profundidade excedeu 10 mm. Sugere-se que a distribuição variável de chuvas, a baixa capacitância hídrica do solo e as altas temperaturas inibem a germinação e o estabelecimento de plântulas em condições de restinga. Conseqüentemente, as bromélias não parecem capazes de agir como pioneiras nas áreas entre moitas da restinga de Maricá.

Key words: plântula, crescimento, temperatura, restinga.

Artigo recebido em 07/2007. Aceito para publicação em 12/2007.

[1]Part of the PhD thesis from the first author.

[2]Author for correspondence: Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rua Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. andre@jbrj.gov.br

[3]Universidade Federal do Rio de Janeiro, Cidade Universitária, Centro de Ciências da Saúde, Bloco A, Instituto de Biologia, Departamento de Ecologia, sala A2 102, Laboratório de Ecologia de Comunidades, Ilha do Fundão, C.P. 68020, 21944-590, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. rir@biologia.ufrj.br

Introduction

Much of the Brazilian coast is characterized by sandy plains called restingas (Araujo 1992), that support vegetation that ranges from halophytic herbs to forest. One of the most characteristic physiognomy consists of vegetation islands of various sizes (<5 to >400 m²) surrounded by bare sand. Environmental conditions outside the islands are hostile to plant establishment: soils are sandy, oligotrophic, hold little H_20 and may exceed 60°C (Mantovani & Rios 2001) making seed germination, seedling establishment and the consequent vegetation island initiation on bare sand difficult.

The islands are apparently initiated by pioneer species such as the geophytic palm *Allagoptera arenaria* (Gomes) Kuntze (Palmae) and later, the woody species *Clusia hilariana* Schtdl. (Clusiaceae) (Zaluar & Scarano 2000). Because vegetation islands maintain better microclimatic conditions than the bare sand, pioneer plants in restinga habitat probably act as nurse plants (Franco *et al.* 1984; Franco & Nobel 1989).

Hay *et al.* (1981) theorized that terrestrial bromeliads can act as pioneers and nurse plants in the restinga of Maricá. They are abundant both inside and outside the islands; can absorb water and nutrients through their leaves (Benzing 1990; Reinert *et al.* 1997) and soil below *Neoregelia cruenta* (R. Grah) L.B. Sm., growing isolated in open areas of the restinga, contained more organic matter and displayed higher cation exchange capacity than adjacent barren soils (Hay & Lacerda 1980). Thus, the presence of bromeliads would improve conditions for the later establishment of less tolerant plants on bare sand. However, young seedlings of terrestrial bromeliads rarely occur inside or outside the islands in restinga (Mantovani & Rios 2001), although mature plants produce many seeds (Fischer & Araujo 1995).

The rarity of bromeliad seedlings in the field suggests high mortality during the seed and/or seedling stages (see Mondragón *et al.* 1999). In this study, we assessed three terrestrial bromeliads for seed germinability, water balance and germination under different water potentials; susceptibility of seeds to high temperatures and desiccation; and susceptibility of young seedlings to high temperatures, desiccation and burial in sand. The goal of this study is to understand the apparent limitations for the establishment of bromeliads through seeds in the Brazilian restinga.

Materials & Methods

Studied site and plant species

This study was carried out from December 1999 to May 2001 in the Restinga of Maricá, southeastern Brazil, Rio de Janeiro state (22°53'S; 42°52'W). Detailed information about structure, physiognomy and plant species of Maricá vegetation can be obtained in Araujo (1992) and Reinert *et al.* (1997). The study site consists of vegetation islands separated by bare sand (zone 3 *sensu* Araujo 1992). Epiphytic bromeliads such as *Tillandsia usneoides* (L.) L., *T. stricta* Sol. (Reinert *et al.* 1997) and terrestrial species such as *Bilbergia amoena* (Lodd.) Lindl., *Bromelia antiachanta* Bertol, *Vriesia neoglutinosa* Mez, *Neoregelia cruenta*, and *Aechmea nudicaulis* var. *cuspidata* (Baker) occur at Maricá (Silva & Sommer 1984). Considering their high frequency and wide distribution in the restinga of Maricá, *V. neoglutinosa*, *N. cruenta*, and *A. nudicaulis* were chosen for this study (Fig. 1). These three species occur in three different microhabitats: inside, outside, and at the border of vegetation islands.

The macro-climate of Maricá is Aw (*sensu* Köppen's classification), characterized by a rainy and hot summer and a dry and warm winter (Mantovani & Rios 2001). Mean monthly air temperature varies from 15.3 to 28.0°C, but air temperatures as high as 40°C occur during summer. Mean annual air relative humidity is 81.7%, and mean annual rainfall is 1130.8 mm. Although the driest period is from May to October, periods of 30 consecutive, rain-free days, have been reported in January and February (Mantovani & Rios 2001).

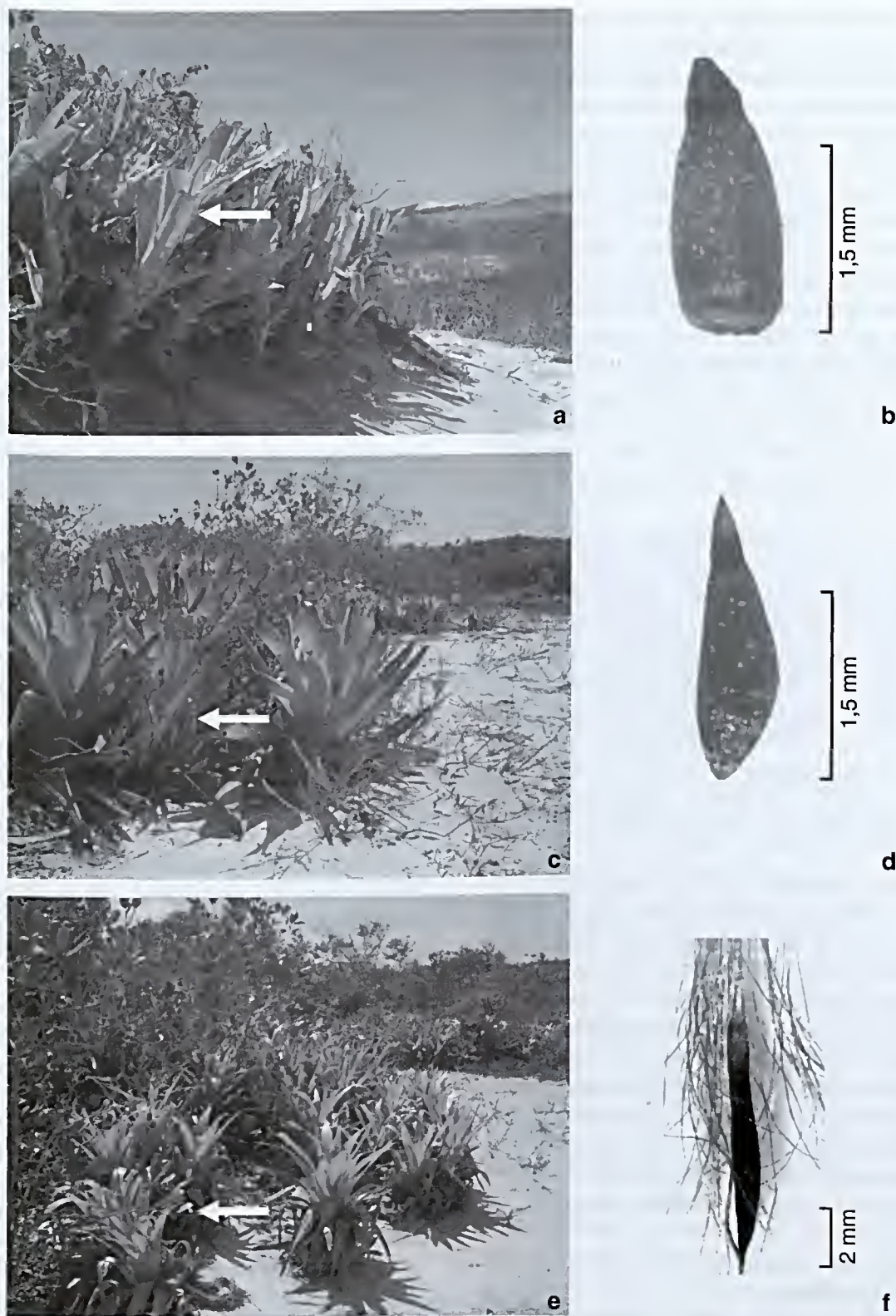



Figure 1 – Terrestrial bromeliads (arrows) at the border of vegetation islands in "restinga". Their respective seeds also are shown. a, b. *Aechmea nudicaulis*; c, d. *Neoregelia cruenta*; e, f. *Vriesia neoglutinosa*.

Mantovani & Rios (2001) provided data of abiotic soil conditions during a typical summer day in the study site. Within islands, temperatures at the soil surface and 5 cm below were always similar during the day, varying from 25 to 29°C. Outside the islands, the surface temperature may surpass 60°C at noon during summer, while the mean temperature 5 cm below the soil surface is 40.7°C. The mean soil water content at the surface within islands, during the day, varied between 18.2 to 27.3 mg H_20 [g dw soil]$^{-1}$, and at 5 cm below the soil surface it varied from 21.2 to 40.6 mg H_20 [g dw soil]$^{-1}$. Mean soil water content was much lower outside the islands, decreasing at surface from 2.6 to 0.9 [g dw soil]$^{-1}$ from 8 to 14 h, while 5 cm below it decreased from 26 to 12.2 [g dw soil]$^{-1}$ at the same period.

We analyzed monthly rainfall and evaporation rates from 1989 to 2000 using the databank of the Brazilian National Institute of Meteorology (INMET). The total number of days per month with and without precipitation were also determined. The number of precipitation events constituded by just 1 or 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9 or 10 continguous rainy days were determined from 1993 to 2000. We considered as rainy days those with precipitations ≥ 0.1 mm rainfall/day.

Seeds collecting and processing

Fruits from the bromeliad species were collected in the field at different times along 1999 to 2001, and the seeds were used for the germination studies after 1-2 days. The following experiments were conducted for the three bromeliad species studied. Unless otherwise stated, during all experiments below seeds (Fig. 1) were sown in closed Petri dishes on moist filter paper that were maintained under 3.5 µmol^{2}s^{-1} of PAR. Seeds were considered germinated when the seedling emerged.

Effect of temperature on seed germinability

To determine if seeds from the three bromeliad species tolerate high temperatures, 36 open dishes (in order to avoid possible condensation) per species, with 8 to 11 seeds each sown on dried restinga sand, were stored in three incubators (12 dishes per treatment) under a 8/16 h daily temperature cycle of 35/27°C; 50/27°C and 60/27°C during 30 days. Seeds were not watered during this period. Twenty open dishes per species, with 8 to 11 seeds each, were sown on dried restinga sand and maintained also without watering at 27°C for 30 days to serve as controls. After the 30 days, seeds from all treatments were washed in a 1:1 (v:v) solution of sodium hypochloride:alcohol 70°, air dried for 5 min and sown on moist filter paper in closed Petri dishes as described above, to test for germination at 27°C. The dishes were assessed daily and the final germination percentage were determined after 30 days of experiment.

Effect of dry-wet cycles on seed germination

The purpose of this experiment was to assess germination under shifting water availability, using dry-wet cycles of different durations (Baskin & Baskin 1982; 1998). The minimum amount of water necessary to induce soil saturation under field capacity was determined for open Petri dishes (lids removed) filled with 12±0.001 g of dried restinga sand. The application of 1.5 ml of distilled water quickly increased water content from 0 mg of water [g dw soil]$^{-1}$ (driest condition) to 125 mg of water [g dw soil]$^{-1}$ (field capacity), and the water content was again 0 mg of H_20 [g dw soil]$^{-1}$ after 24h under laboratory conditions (see general methods above). The experiment proceeded in two steps. In step one, during 30 days, dishes with dried sand (0 mg of water [g dw soil]$^{-1}$) and the 8 to 11 seeds (three dishes per irrigation treatment) were subjected to five irrigation treatments provided daily and once each 3, 6, 12, 24, and 30 days to simulate different wet/dry cycles. The dishes were assessed daily to note germination. The final germination percentage were determined after 30 days of experiment. In step two, which began immediately at the conclusion of step one, the objective was to determine if the nongerminated seeds of the step one were able

to germinate under conditions of continuous water supply. In step two the nongerminated seeds from step one were washed and transferred to closed Petri dishes with moist filter paper and a continuous water supply under 27°C and 3.5 μmol²s⁻¹ of PAR. The dishes were again assessed daily and the final germination percentage were determined after 30 days of experiment.

Effect of water potential on germination

This experiment assessed the response of bromeliad seeds to increasingly negative water potentials (y = 0.000 (control), -0.046, -0.141, -0.400, -0.900, -1.700, and -2.600 MPa), which were achieved by irrigation with solutions containing increasing amounts of polyethyleneglycol 6000 (PEG 6000) (Michael & Kaufmann 1972). For each solution six dishes with ten seeds each were kept continuously moist for 30 days at 27°C and 3.5 μmol²s⁻¹ of PAR. Germination was assessed after 30 days.

Seed hydration and dehydration curves

The purpose of this experiment was to determine the dynamics of imbibition and loss of water by seeds. Twelve dishes lined with filter paper containing 50 seeds per dish of *N. cruenta* and of *A. nudicaulis*, and 20 seeds per dish of *V. neoglutinosa*, were maintained moist for 48h, a sufficient time for seeds to attain maximum saturation weight as revealed by previous analysis. During imbibition the seeds were removed from the wet filter paper, completely air dried and weighed to 0.0001 g using a precision balance, after which they were returned to the moist filter paper. Seeds were weighed every 2 h in the first 6 h of experiment (beginnig with hydration) and every 4 h during the last 42 h. The weighing process took no more than four minutes, and the dryness of seed surface was observed using a stereomicroscope. After 48 h, the seeds were air dried and transferred to empty dishes without water or sand. The 12 dishes for each species were separated in four groups of three dishes each. Each group were stored respectively at 27, 35, 50, and 60°C in order to calculate dehydration *versus* increasing temperatures. Dehydration was calculated by the decrease in the relative water content of seeds after 1, 2, 4, 6 and 8 h for each temperature treatment. Relative water content of seeds was calculated per dish as Mantovani (1999a):

$$RWC (\%) = ((MFW - DW) \times 100) / (FW - DW)$$

where RWC = relative water content of seeds, MFW = maximum fresh weight of seeds after 48 h of hydration, DW = constant dry weight of seeds after 3 days at 130°C, and FW = fresh weight of seeds after 0, 1, 2, 4, 6 and 8 h of dehydration.

Response of seeds to short term desiccation

Seeds dehydrated at 27, 35, 50, and 60°C in the previous experiment were tested for germinability. After 1, 2, 4, 6, and 8 h, four dishes (6 seeds each) for each temperature treatment were separated and allowed to cool under ambient laboratory conditions. They were tested for germinability at 27°C and 3.5 μmol²s⁻¹ of PAR.

Effect of temperature and moisture stress on seedling growth and survival

After submission to stressful conditions, the time after which newly germinated seeds fail to recover when irrigated or returned to less stressful temperatures, is called "the point of no return" (Mohr & Schopfer 1995). This point was determined for seeds subjected to drought and temperature stresses. Six days after germination, seedlings growing under laboratory conditions had a radicle, but no exposed cotyledon (Mantovani & Rios 2005). After 14 days the cotyledonary groove had opened, and the first new leaf began to expand. Six days after germination, seedlings were placed on 10g of dried restinga sand in open Petri dishes (lids removed) and subjected to four temperature regimes: continuously at 27°C; and at a 8/16h daily cycle of 35/27, 50/27 and 60/27°C. The young seedlings were not watered during the experiment. Thirty six

dishes (9 seedlings each) were prepared for each temperature treatment. After 1, 2, 3, 4, 5, 10, 15, 20 and 30 days at each temperature, one dish per treatment was separated and a continuous water supply provided for its 9 seedlings. The survival of the seedlings was expressed as the percentage of those which were able to completely extrude the plumule.

Response of seedlings to burial in sand

Seedlings of *N. cruenta* and *A. nudicaulis* (with radicle and plumule) and *V. neoglutinosa* (only with plumule; Mantovani & Iglesias 2005) approximately 5 mm in length were buried in sand under laboratory conditions. Glass tubes 80 mm long and 20 mm wide were filled with restinga sand, and seedlings buried to depths of 10, 25 and 50 mm. Five tubes (with 10 seedlings in each tube) were prepared per depth. The controls was represented by five tubes with nonburied seedlings (with 10 seedlings per tube). All tubes were watered daily. After 30 days, seedlings which had emerged above the surface were counted. Non-emerging seedlings were removed from the sand and their lenght measured using a stereomicroscope equipped with an ocular micrometer.

Statistical analysis

In all the experiments a completly randomised design was used. For comparisons between two samples with non-normal distribution the Mann-Whitney test was applied (rainfall *versus* evaporation). For comparisons among three or more samples the one-Way ANOVA and the Kruskal-Wallis tests were applied for normally (experiments 1 and 3) and non-normally (experiment 7) distributed data, respectively. In order to detect a two factor (temperature and time) interaction on seed germination, a bifactorial ANOVA was performed (experiment 5). Differences were detected when $P \leq 0.05$. The percentage data were arcsine transformed previously to statistical analysis (Zar 1996; Santana & Ranal 2004).

Results

Rainfall

The mean monthly rainfall from 1989 to 2000 for the restinga of Maricá was 98.3±57.5mm (Fig. 2), significantly lower than the mean monthly evaporative rates of 124.5±27.6 mm ($P<0.0001$). Even considering precipitations of just 0.1mm rainfall/day, the number of days per month without precipitation (21±3) were significantly higher ($P<0.0001$) than rainy days (9±3). For the restinga of Maricá, from 1993 to 2000, 144 precipitation events lasted just one day of rain. For the same period, 97 precipitation events were constituted by two contiguous rainy days and 4 events were constituted by 7 contiguous rainy days. Only on a single occasion from 1993 to 2000 rained consecutively for 10 days with daily delivery from 0.2 to 50mm, with a total of 150 mm. The longest dry period for the restinga of Maricá occurred in January and February of 1994: 28 contiguous days without any rain.

Effect of temperature on seed germinability

The percentage of seeds that germinate at 27°C was 82-99% for *V. neoglutinosa, N. cruenta,* and *A. nudicaulis* (Table 1). Germination rates were similar at 35/27°C or 50/27°C, but reduced at 60/27°C treatment ($P<0.05$) to 72–88%. All seeds germinated in 3 to 5 days after watering started. Thus, fresh seeds of all three bromeliads are nondormant and were little affected by soil temperatures ranging from 27 to 50°C.

Effect of dry-wet cycles on seed germination

In step one, except for *V. neoglutinosa* seeds, which germinated to 56% when watered once every 3 days, seeds germinated only when water was provided every day (Table 2). Daily watering induced the seeds of *V. neoglutinosa*, *N. cruenta* and *A. nudicaulis* to germinate after 12, 14, and 19 days, respectively. When watered ever third days, *V. neoglutinosa* seeds germinated after 23 days. In step two, the nongerminated seeds from step one of all three species germinated to 81–100% when transferred to closed Petri dishes

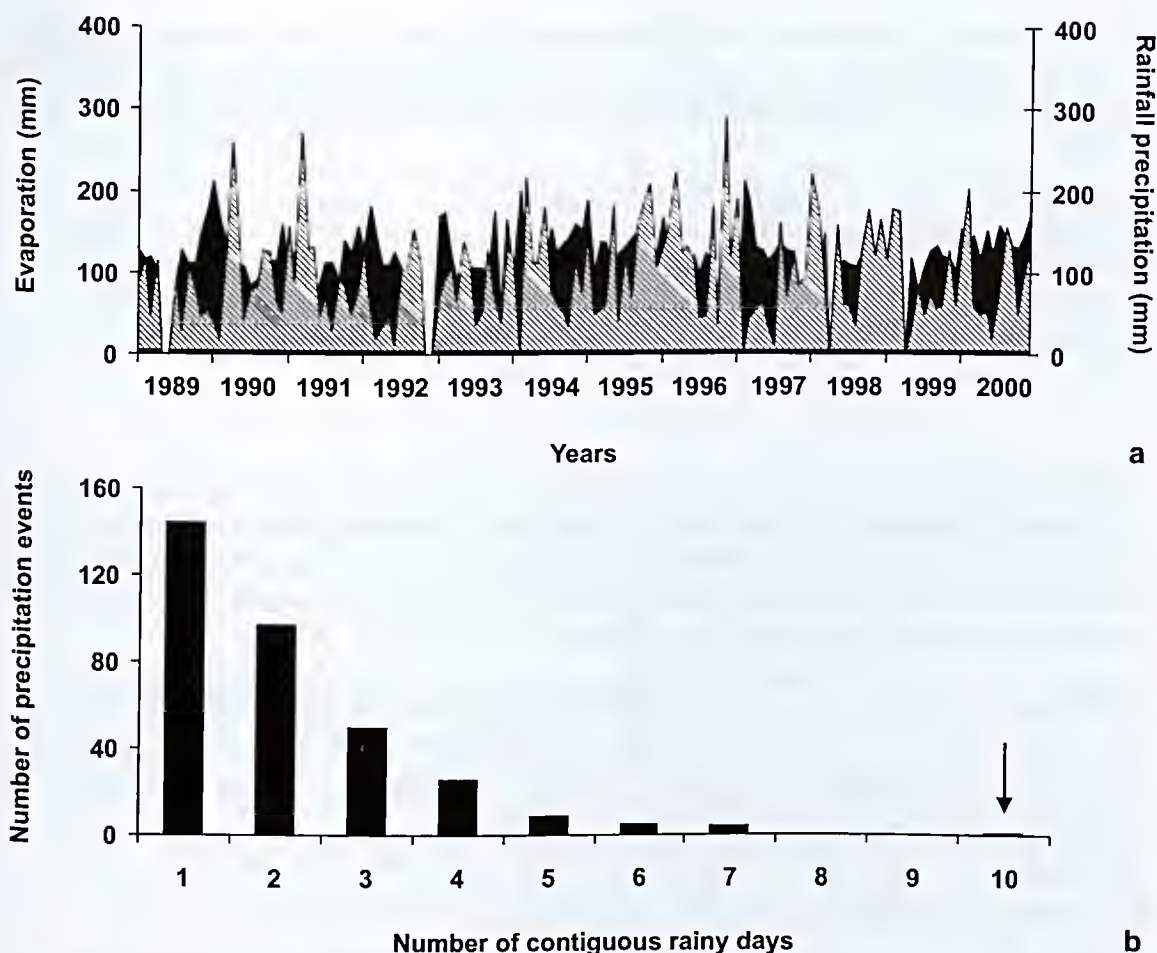



Figure 2 – Evaporation and rainfall precipitation dynamics for the restinga of Maricá. a. Comparison of evaporation (gray) and rainfall precipitation levels (black). b. Number of precipitation events constituted by 1 or 2–10 contiguous rainy days. Note that 144 precipitation events lasted just one rainy day. Only on a single occasion from 1993 to 2000 rained consecutively for 10 days (arrow).

with a continuous supply of water. In the dry-wet cycle from the step one, receiving 125 mg of H_20 [g dw soil]$^{-1}$ daily, the bromeliads seeds needed at least 12–19 days to germinate.

Effect of water potential on germination

Seeds of *V. neoglutinosa*, *N. cruenta* and *A. nudicaulis* germinated only when they were incubated with water or on PEG solutions of y = –0.04 and –0.14 MPa (Table 3).

Seed hydration and dehydration curves

Seeds of the three species had similar patterns of hydration and dehydration (Fig. 3 a-f). Seeds reached 100% of RWC after 48 h. However when dehydrated for 1 h at 27, 35, 50, and 60°C, RWC decreased to 76, 58, 16, and 10%, respectively, for *V. neoglutinosa*, 75, 71, 37, and 19% for *N. cruenta* and 65, 58, 20, and 10% for *A. nudicaulis*.

Response of seeds to short term desiccation

Dehydration at 27, 35, 50, and 60°C did not prevented germination, as mean percentage germination for all three species ranged between 70 and 100% (Table 4). There were no significant interactions between temperature

Table 1 – Effect of temperature on seed germinability. Percentage (mean ± standard deviation, n = 12) germination of seeds of *V. neoglutinosa*, *N. cruenta* and *A. nudicaulis* stored at different temperatures after 30 days. Different superscripts indicate significant differences within a species ($p<0.05$).

Species	27°C	35°C	50°C	60°C
V. neoglutinosa	82.3±19.8^{a}	86.8±11.7^{a}	83.5±11.6^{a}	72.3±11.6^{b}
N. cruenta	98.2±4.1^{a}	98.3±3.8^{a}	95.8±6.7^{a}	89.6±12.7^{b}
A. nudicaulis	99.1±2.8^{a}	100.0^{a}	99.0±3.2^{a}	88.8±11.7^{b}

Table 2 – Effect of dry-wet cycles on seed germination. Percentage (mean ± standard deviation, n = 3) seed germination of *V. neoglutinosa*, *N. cruenta* and *A. nudicaulis* subjected to different dry-wet cycles. Step 1: Germination of seeds during the first 30 days of the experiment. Step 2: Germination of seeds that failed to germinate during the first 30 days of Step 1 that subsequently were placed under continuous water supply. na = not applicable.

STEP 1	Germination under dry-wet cycles during 30 days Wetted once every					
	Daily	**3 days**	**6 days**	**12 days**	**24 days**	**30 days**
V. neoglutinosa	78.4±8.7	56.5±11.5	0	0	0	0
N. cruenta	23.7±10.9	0	0	0	0	0
A. nudicaulis	14.4±17.1	0	0	0	0	0
STEP 2	**Germination under continuous water after 30 days**					
V. neoglutinosa	na	na	89.2±0.6	92.6±0.6	93.3±5.7	86.6±6.7
N. cruenta	na	89.4±1.7	100.0	93.3±11.5	100.0	90.0±17.3
A. nudicaulis	na	86.6±4.7	87.3±3	100.0	100.0	81.8±19.2

Table 3 – Effect of water potential on germination. Percentage (mean ± sd, n = 6) seed germination of *V. neoglutinosa*, *N. cruenta* and *A. nudicaulis* at a range of water potentials after 30 days. Different superscripts represent significant differences between treatments within a species ($p<0.05$)

Species	**Water potential of PEG 6000 solutions**						
	Water	**-0.04MPa**	**-0.14 MPa**	**-0.4 MPa**	**-0.9 MPa**	**-1.7 MPa**	**-2.6MPa**
V. neoglutinosa	98.0±4.4^{a}	82.0±13.0^{b}	82.0±14.0^{b}	0.0	0.0	0.0	0.0
N. cruenta	100.0^{a}	83.0±14.3^{b}	79.3±11.6^{b}	0.0	0.0	0.0	0.0
A. nudicaulis	98.3±4.0^{a}	82.9±8.3^{b}	65.0±20.7^{b}	0.0	0.0	0.0	0.0

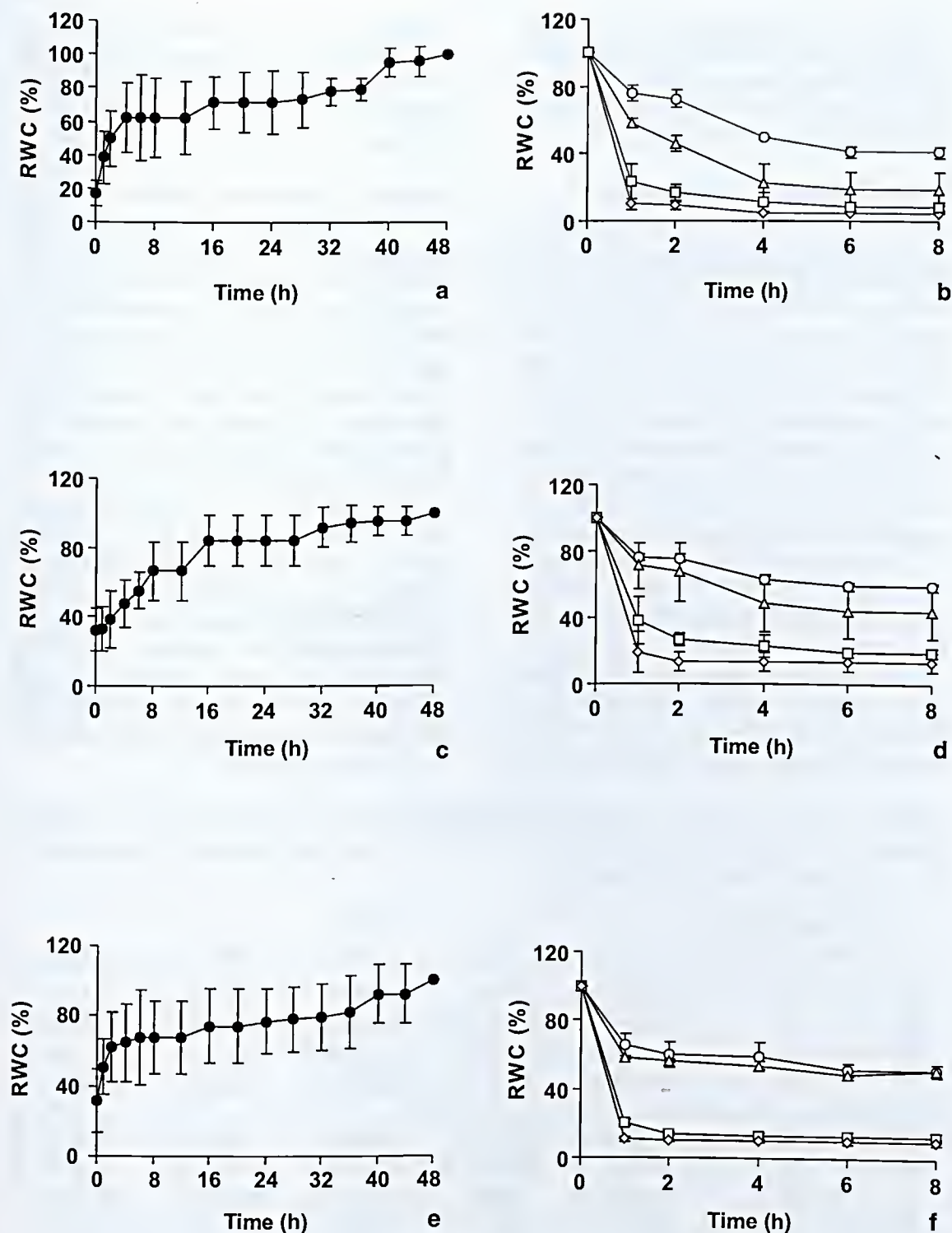



Figure 3 – Seed hydration and dehydration curves. Hydration (a, c, e) and dehydration (b, d, f) curves for seeds of *V. neoglutinosa* (a, b), *N. cruenta* (c, d), and *A. nudicaulis* (e, f) seeds (n = 12 for *N. cruenta* and *A . nudicaulis*; n = 20 for *V. neoglutinosa*). Symbols indicate temperatures of 27° C (○), 35° C (△), 50° C (□), 60° C (◇).

and time on seed germination for any of the studied species as revealed by factorial analysis (P>0.05). Significant results (P<0.05) in factorial analysis were only founded for the factor temperature for the three species.

Effect of temperature and moisture stress on seedling growth and survival

Seedlings were quite sensitive to dehydration and high temperature (Fig. 4). Between 60–100% of the seedlings of *V. neoglutinosa* survived 3 days of drying at 27 and 35/27°C, but survival decreased to only 10% for seedlings subjected 10–30 days to the higher temperatures of treatment. At 50/27°C, 50% of the seedlings survived until the second day, but after the third day no seedling survived. At 60/27°C, just one day of treatment was enough to kill all seedlings of *V. neoglutionosa.*

For *N. cruenta*, 22 and 38% of the seedlings were alive at 27 and 35/27°C, respectively, after 10 days of treatment, but after 20 days there were no survivors. Seedlings of *A. nudicaulis* had higher survival capacity under lower temperatures than the other two species. At 27 and 35/27°C, 88 and 22% of the *A. nudicaulis* seedlings were still alive after 15 days of drying treatment, while at 27°C, 33% of them survived 30 days. After 30 days at 35/27° C, none of the seedlings was alive. Only 1 day of treatment at 50/27 and 60/27°C were sufficient to kill all of the seedlings of *N. cruenta* and *A. nudicaulis*.

Response of seedlings to burial in sand

The seedlings of *V. neoglutinosa*, *N. cruenta* and *A. nudicaulis* exhibited little capacity to emerge from burial (Fig. 5). After 30 days, only 2 and 4% of the seedlings of *N. cruenta* and *A. nudicaulis*, respectively, had appeared at the soil surface from a depth of 10 mm, while no seedlings of *V. neoglutinosa* had emerged. No seedling had emerged from greater depths. Seedling height was similar for all treatments (P>0.05): 3.1–4.8 mm for *V. neoglutinosa*, 5–6.3 mm for *N. cruenta* and 9–11 mm for *A. nudicaulis*. Although similar in size, the morphology of the buried seedlings of *N. cruenta* and *A. nudicaulis* was different from that of the non-buried seedlings. Buried seedlings were etiolated with a long epicotyl but only one or two small leaves at the apices, while in non-buried seedlings the epicotyl was short and two more expanded leaves were presented.

Table 4 – Response of seeds to short term desiccation. Percentage germination (mean ± standard deviation, n = 4) of seeds *V. neoglutinosa*; *N. cruenta* e *A. nudicaulis* subjected to dehydration at 27, 35, 50, and 60°C for 1, 2, 4, 6 and 8 h.

	Temperature of desiccation (°C)	Time				
		1h	2h	4h	6h	8h
V. neoglutinosa	27	93.3±11.0	100.0	86.6±11.0	93.3±11.0	100.0
	35	100.0	86.6±23.0	94.4±9.6	80.0±34.6	93.3±11.0
	50	94.4±9.6	85.0±13.2	66.6±23.0	74.4±12.6	78.3±28.0
	60	75.5±7.6	64.4±3.8	86.6±23.0	76.6±8.8	66.6±11.5
N. cruenta	27	87.7±10.7	93.3±11.5	95.2±8.2	100.0	90.4±8.2
	35	100.0	86.6±11.5	93.3±11.5	93.3±11.5	100.0
	50	85.7±14.2	80.0	82.2±16.7	91.6±14.4	88.8±19.2
	60	80.0	70±14.1	91.6±14.4	81.1±1.9	93.3±11.5
A. nudicaulis	27	94.4±9.6	86.6±11.5	100.0	86.6±11.5	80.0
	35	100.0	94.4±9.6	81.9±3.2	93.3±11.5	100.0
	50	80.0±20.0	94.4±9.6	81.9±3.2	86.6±11.5	76.6±25.1
	60	90.0±14.1	92.3±11.5	80.0±34.6	80.0	100.0

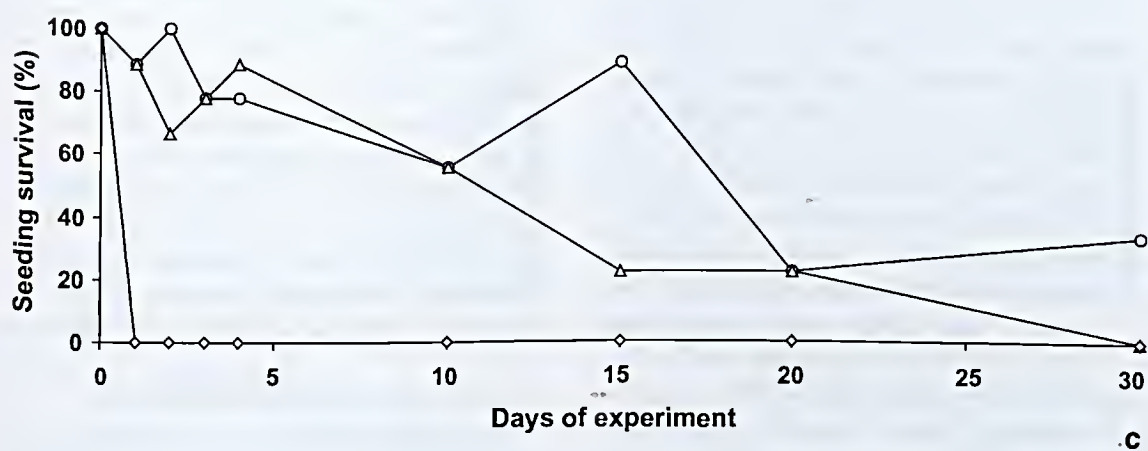



Figure 4 – Percentage of seedlings of *V. neoglutinosa* (a), *N. cruenta* (b) and *A. nudicaulis* (c) that survived under different temperatures. 27 (○), 35/27°C (△), 50/27 (□) and 60/27°C (◇). (n = 36)

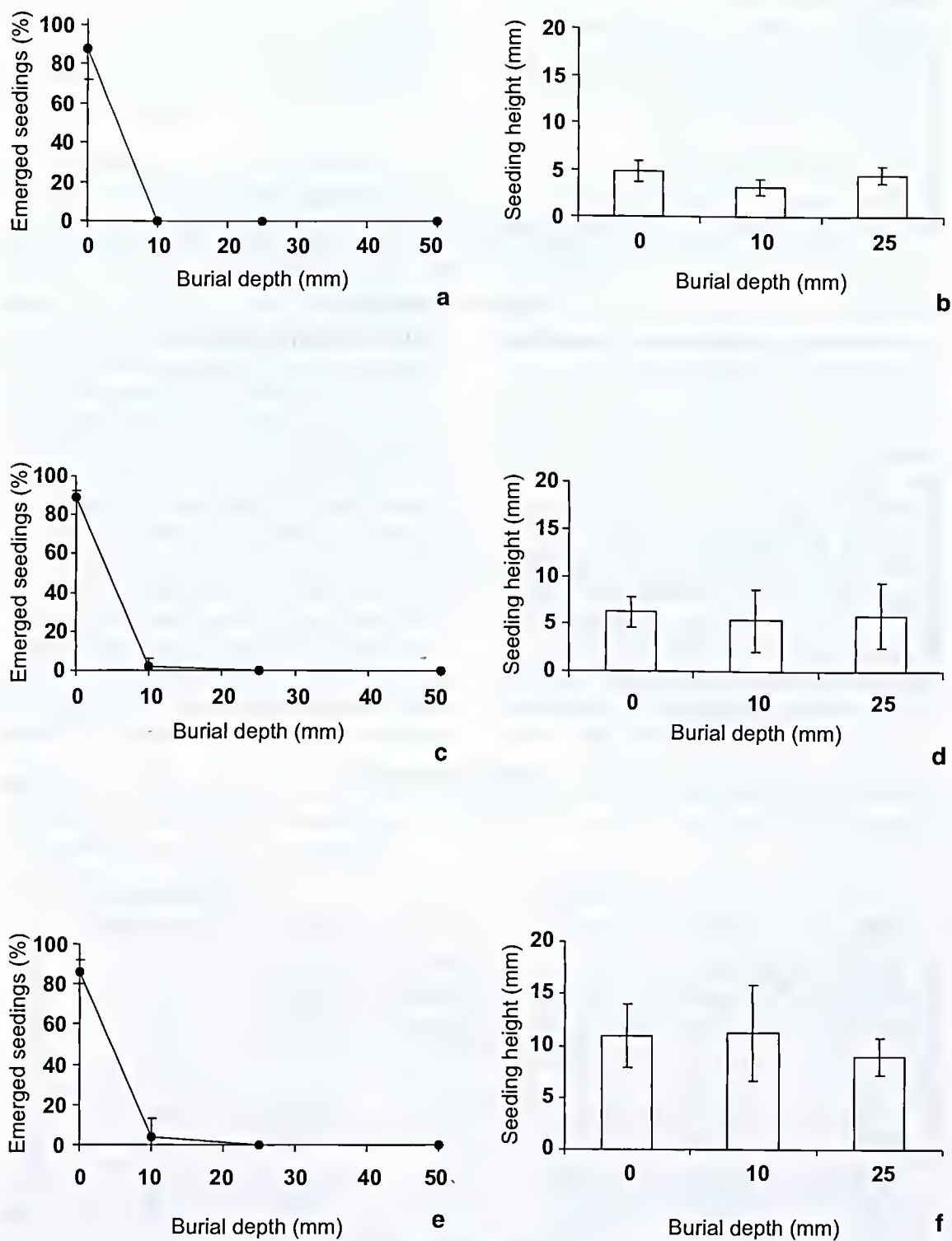



Figure 5 – Percentage emergence and final height of seedlings of *V. neoglutinosa* (a, b), *N. cruenta* (c, d), and *A. nudicaulis* (e, f) not buried (0 mm) and after burial at a depth of 10; 25 and 50 mm in sand (n = 5).

Discussion

The germination of nondormant seeds of *Vriesia neoglutinosa*, *Neoregelia cruenta* and *Aechmea nudicaulis* was not completely inhibited by temperature or short term desiccation. Pinheiro & Borghetti (2003) found in the restinga of Presidente Kennedy, Espirito Santo, Brasil that no germination of *A. nudicaulis* seeds was detected at 20/50°C (16/8 h). However, the maximum soil temperature at open areas of the restinga of Presidente Kennedy was around 46°C when exposed to full sunlight. Seed germinability of the species studied here, including *A. nudicaulis*, was significantly but little reduced (seed germinability > 70%) by higher temperatures (60°C). This fact could be related to soil temperatures at the study site. Mantovani & Rios (2001) stated that maximum soil temperatures at restinga of Maricá may exceed 60°C when exposed to full sunlight. Variation in temperature requirements for seed germination at an intraspecific level may be (Propert *et al.* 1985; Mayer *et al.* 1997) or not (Ellison 2001) correlated with climatic variables of collection sites. Further research is needed to enhance our knowledge on this subject for terrestrial bromeliads.

Although temperature had minor effects on seed germination of the studied bromeliads, prolonged drought did inhibit their germination. In dry-wet cycle (experiment 2), germination only occurred after 12 to 19 consecutive days of watering with 125 mg of water [g dw soil]$^{-1}$. Even during the summer rainy season, the mean soil water content of the sandy restinga soil is often much lower than the necessary for germination under experimental conditions, varying from 0.9 to 40.6 mg of water [g dw soil]$^{-1}$ (Mantovani & Rios 2001). Moreover, only once time during 1993–2000, did rain fall 10 days consecutively, suggesting that water availability in the field is most often below that necessary for germination.

The sensitivity of seeds to drought is further demonstrated by the results of experiment 3. There was no germination at water potentials below –0.14 MPa. The difference in water potential between a seed and the surrounding soil influences its hydration and germination (Kaufmann & Ross 1970; Simon & Mills 1982; Facelli & Ladd 1996). Our results shows that seeds of these three bromeliads need to be continuously moist to germinate, which is supported by empirical observations made by bromeliad horticulturists (Rutledge & Kendall 1989; Reilly 1991; Oeser 1991) and experimental results (Benzing 1978; Castro-Hernandez *et al.* 1999). However, the data from experiment 4 suggest that the need for continuous water can be caused by a high rate of water loss from bromeliad seeds, which produces an imbalance between water absorption and loss from the seeds.

A positive balance between water absorption and loss must occur for seeds to germinate (Harper & Benton 1966). The amount of water absorbed by a seed can be limited by a poor contact between the seed and adjacent soil particles (Simon & Mills 1982). Seeds of *N. cruenta* and *A. nudicaulis* are about 2 mm in length, while the cylindrical seed of *V. neoglutinosa* reaches a diameter of 1 mm and a length of 4 mm (Fig. 1). These dimensions are similar to those of sand particles (Rowell 1994), which results in a lower degree of seed-soil contact for these bromeliad seeds. The high macro-porosity levels of restinga sandy soils would expose a great part of each bromeliad seed to the soil atmosphere, promoting seed water loss (Pérez-Fernandez *et al.* 2000), especially in restinga where soil temperatures reach 50–60°C (Mantovani & Rios 2001). Rapid seed dehydration, in addition to a precipitation/evaporation ratio <1, sporadic precipitation, and the high porosity of restinga soils (Hay & Lacerda 1984) can impose a low soil water availability and lead to a "water imbalance" within bromeliad seeds. These hypotheses are supported by the results experiments 1 and 3. When stored in closed Petri dishes (experiment 1) under continuous water supply, seeds began to germinate after 3 days, but germination under a daily dry-wet cycle required 12–19 days.

The seedlings of the three bromeliads were comparatively more sensitive to temperature and desiccation than their seeds (experiment 6). The results show that seeds are sensitive to stressful conditions during the radicle-emergence phase. In this sense, establishment in the barren

inter-island areas require seeds to be in safe sites, buried below the soil surface, insulated from high temperatures and desiccation.

The ability of a seedling to emerge from the soil tends to relate to seed size (Foster & Janson 1985; Leishman & Westoby 1994). Large seed size correlates with extensive reserves and/or high seed weight. Seedlings originating from large seeds enter deeply into soils, or they can emerge from greater depths than can those from small seeds (Maun 1994). Capacity to emerge following deep burial is an adaptation to soils with high surface temperatures, high water deficits, or high instability (Maun 1994). Seed size varies from 10^{-6} g in orchids (Benzing 1981) to 10^{4} g in some palm seeds (Leishman *et al.* 1995). The seeds studied here weighed 5 to 6 x 10^{-4} g (Mantovani 2002). Considering seed weight as an indicator of reserves for seedling growth, the bromeliad seeds have modest reserves compared to other plant life forms such as trees and shrubs (Foster & Johnson 1985; Rockwood 1985). The final height of the buried bromeliad seedlings varied from only 0.6 to 1 cm after 30 days of growing (experiment 7). It is concluded therefore that seedlings from bromeliad seeds buried in the soil as per this study do not have sufficient reserves to allow the shoot to reach the surface. On the other hand, if the seeds germinate on the soil surface outside the islands, the seedling will not survive the high temperatures and desiccation.

Vriesia neoglutinosa, *N. cruenta*, and *A. nudicaulis* also occur as epiphytes in adjacent forest inland from restingas (Lacerda & Hay 1992; Wendt 1997; Fontoura 2001). The same morphological and physiological adaptations that facilitate the establishment of epiphytes (Benzing 1986; Mantovani 1999a, b; 2000), probably also permit epiphytic bromeliads to occur as terrestrial plants in some microsites on restinga soils. However, as in the canopy, where the vertical distribution of bromeliads varies along distinct microsites (Benzing 2000; Fontoura 2001), the same is probably occurring in the case of the restinga island vegetation. The propagation of the epiphytic bromeliads through seeds in restinga habitat is probably limited to ameliorated microsites such as those within and at the periphery of vegetation islands (Mantovani & Rios 2001) where chances of establishment and survival are higher (see Zotz 1997 for similar phenomenon in canopies). Zaluar & Scarano (2000) and Freitas *et al.* (2000) stated that this is the most common pattern of the bromeliad distribution in restingas.

We conclude that bromeliads are not able to act as pioneer plants through germination outside the islands that characterize the restinga of Maricá. The main limitations are: rapid seed dehydration in addition to climate and soil conditions imposing a water imbalance antagonistic for seed germination and high sensitivity of seedlings to stressful conditions during the radicle-emergence phase.

Acknowledgments

The authors are very grateful to Drs. Carol Baskin; Jerry Baskin and Dr. Marli Ranal for valuable help with the manuscript revision. We also thank Dr. Fabio R. Scarano, Ricardo Cardoso Vieira, Dulce Mantuano and Mr. Dutch Vandervort for discussion of ideas, encouragement and help with the English translation. Drs. Márcia and Rogério Margis; Mrs. Luis Frade, Sérgio Schubart, Itamar Macedo and Dr. Maulori helped for laboratory facilities and material. The first author was sponsored by CAPES.

References

Araujo, D. S. D. 1992. Vegetation types of sandy coastal plains of tropical Brazil: a first approximation. *In*: Seelinger, U. (ed.). Coastal plant communities of Latin America. Vol 21. Academic Press Inc., San Diego, 337-347.

Baskin, J. M. & Baskin, C. C. 1982. Effects of wetting and drying cycles on the germination of seeds of *Cyperus inflexus*. Ecology 63: 248-252.

Baskin, C. C. & Baskin, J. M. 1998. Seeds: Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination. Academic Press, San Diego, 666pp.

Benzing, D. H. 1978. Germination and early establishment of *Tillandsia circinnata* Schlecht. (Bromeliaceae) on some of its hosts and other supports in southern Florida. Selbyana 5: 95-106.

______. 1981. Why Orchidaceae is so large, its seeds so small, and its seedlings mycotrophic? Selbyana 5: 241-242.

______. 1986. The vegetative basis of vascular epiphytism. Selbyana 9: 23-43.

______. 1990. Vascular epiphytes: general biology and related biota. Cambridge University Press, New York, 353p.

______. 2000. *Bromeliaceae*: profile of an adaptive radiation. Cambridge University Press, Cambridge, 690p.

Castro-Hernandez, J. C.; Wolf, J. H. D.; Garcia-Franco, J. G. & González-Espinosa, M. 1999. The influence of humidity, nutrients and light establishment of the epiphytic bromeliad *Tillandsia guatemalensis* in the highlands of Chiapas, Mexico. Revista de Biologia Tropical. 47: 763-773.

Ellison, A. M. 2001. Interspecific and intraspecific variation in seed size and germination requirements of *Sarracenia* (Sarraceniaceae). American Journal of Botany 88(3): 429-437.

Facelli, J. M. & Ladd, B. 1996. Germination requirements and responses to leaf litter of four species of eucalypt. Oecologia 107: 441-445.

Fisher, E. A. & Araujo, A. C. 1995. Spatial organization of a bromeliad community in the Atlantic rainforest, south-eastern Brazil. Journal of Tropical Ecology 11: 559-567.

Fontoura, T. 2001. Bromeliaceae and other epiphytes: stratification and other resources available to animals at the Jacarepiá State Ecological Reserve in Rio de Janeiro. Bromelia 6: 33-39.

Foster, S. A. & Janson, C. H. 1985. The relationship between seed size and establishment conditions in tropical woody plants. Ecology 66: 773-780.

Franco, A. C. & Nobel, P. S. 1989. Effect of nurse plants on the microhabitat and growth of cacti. Journal of Ecology 77: 870-886.

Franco, A. C.; Valeriano, D. M.; Santos, F. M.; Hay, J. D.; Henriques, R. P. B. & Medeiros, R. A. 1984. Os microclimas das zonas de vegetação de praia da restinga de Barra de Maricá, Rio de Janeiro. *In*: Lacerda, L. D.; Araujo, D. S. D.; Cerqueira, R. & Turcq, B. (eds.). Restingas; origens, estruturas e processos. CEUFF, Rio de Janeiro. Pp 413-423.

Freitas, A. F. N.; Cogliatti-Carvalho, L.; Sluys, M & Rocha, C. F. D. 2000. Distribuição espacial de bromeliáceas na restinga de Jurubatiba, Macaé, RJ. Acta Botanica Brasilica 14: 175-180.

Harper, J. L. & Benton, R. A. 1966. The behaviour of seeds in soil. II. The germination of seeds on the surface of a water supplying substrate. Journal of Ecology 54: 151-166.

Hay, J. D.; Lacerda, L. D. & Tan, A. L. 1981. Soil cation increase in a tropical sand dune ecosystem due to a terrestrial bromeliad. Ecology 62: 1392-1395.

Hay, J. D. & Lacerda, L. D. 1980. Alterações nas características do solo após fixação de *Neoregelia cruenta* (R. Grah.) L.B. Smith (Bromeliaceae) em um ecossistema de restinga. Ciência & Cultura 32: 863-867.

Kaufmann, M. R. & Ross, K. J. 1970. Water potential, temperature and kinetin effects on seed germination in soil and solute systems. American Journal of Botany 57: 413-419.

Lacerda, L. D. & Hay, J. D. 1992. Habitat of *Neoregelia cruenta* (Bromeliaceae) in coastal sand dune of Maricá, Brazil. Revista de Biologia Tropical 30: 171-173.

Leishman, M. R.; Westoby, M. 1994. The role of seed size in seedling establishment in dry soil conditions – experimental evidence from semi-arid species. Journal of Ecology 82: 249-258.

Leishman, M. R.; Westoby, M. & Jurado, E. 1995. Correlates of seed size variation: a comparison among five temperate floras. Journal of Ecology 83: 517-530.

Mantovani, A. 1999a. Leaf morpho-physiology and distribution of epiphytic aroids along a vertical gradient in a Brazilian Rain Forest. Selbyana 20: 241-249.

______. 1999b. A method to improve leaf succulence quantification. Brazilian Archives of Biology and Tecnology 42: 9-14.

______. 2000. Leaf orientation in hemiepiphytic and holo-epiphytic aroids: significance to the leaf water and temperature balance. Leandra 15: 91-103.

______. 2002. Bromélias terrestres na restinga de Barra de Maricá: alocação de recursos na floração, germinação de sementes, estabelecimento e papel facilitador. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio de Janeiro.

Mantovani, A. & Rios, R. I. 2001. Bromélias terrestres na restinga de Barra de Maricá, RJ: influência sobre o microclima, o solo, e a estocagem de nutrientes em ambientes de borda de moitas. Leandra 16: 17-37.

______. 2005. Quando aparece a primeira escama? Estudo comparativo sobre o surgimento de escamas de absorção em três espécies de bromélias terrestres de restinga. Rodriguésia 56: 73-84.

Maun, M. A. 1994. Adaptations enhancing survival and establishment of seedlings on coastal dune systems. Vegetation 111: 59-70.

Meyer, S. E; Allen, P. S. & Beckstead, J. 1997. Seed germination regulation in *Bromus tectorum* (Poaceae) and its ecological significance. Oikos 78(3): 475-485.

Michel, B. E. & Kaufmann, M. R. 1972. The osmotic potential of Polyethylene Glycol 6000. Plant Physiology 51: 914-916.

Mohr, H. & Schopfer, P. 1995. Plant physiology. Springer-Verlag, Berlin, 629p.

Mondragón, D.; Durán, R. ; Ramírez, I. & Olmsted, I. 1999. Population dynamics of *Tillandsia brachycaulus* Schtdl. (Bromeliaceae) in Dzibilchaltun National Park, Yucatán. Selbyana 20: 250-255.

Oeser, R. 1991. Easy methods for raising some bromeliads from seed. Journal of Bromeliad Society 41: 25- 27.

Pérez-Femandez, M. A.; Lamont, B. B.; Marwick, A. L. & Lamont, W. G. 2000. Germination of seven exotic weeds and seven native species in south-western under steady and fluctuating water supply. Acta Oecologica 21: 323-336.

Pinheiro, F. & Borghetti, F. 2003. Light and temperature requirements for germination of seeds of *Aechmea nudicaulis* (L.) Griesebach and *Streptocalyx floribundus* (Martius *ex* Schultes F.) Mez (Bromeliaceae). Acta Botanica Brasilica 17(1): 27-35.

Probert, R. J.; Smith, R. D. & Birch, P. 1985. Germination responses to light and alternating temperatures in European populations of *Dactylis glomerata* L. New Phytologist 99: 305-316.

Reilly, R. 1991. *Tillandsias*: seed gathering and propagation of the species Journal of Bromeliad Society 41: 27- 28.

Reinert, F.; Roberts, A.; Wilson, J. M.; Ribas, L.; Cardinot, G. & Griffiths, H. 1997. Gradation in nutrient composition and photosynthetic pathways across the Restinga vegetation of Brazil. Botanica Acta 110: 135-142.

Rockwood, L. L. 1985. Seed weight as a function of life form, elevation and life zone in Neotropical Forests. Biotropica 17: 32-39.

Rutledge, A. & Kendall, H. 1989. Neoregelias from seed to seed. Journal of Bromeliad Society 39: 157-161.

Santana, D. G. & Ranal, M. A. A. 2004. Análise da germinação: um enfoque estatístico. Ed. UnB, Brasília, 248p.

Silva, J. G. & Somner, G. V. 1984. A vegetação de restinga na Barra de Marica, RJ. *In*: Lacerda, L. D.; Araujo, D. S. D.; Cerqueira, R. & Turcq, B. (eds.). Restingas; origens, estruturas e processos. Restingas: origens, estruturas e processos. CEUFF, Rio de Janeiro. Pp 217-225.

Simon, E. W. & Mills, L. K. 1982. Imbibition, leakage and membranes. Recent Advances in Phytochemistry 17: 9-27.

Wendt, T. 1997. A review of the subgenus *Pothuava* (Baker) Baker and *Aechmea* Ruiz & Pav. (Bromeliaceae) in Brazil. Botanical Journal of Linnean Society 125: 245-271.

Zaluar, H. L. T. & Scarano, F. R. 2000. Facilitação em restingas de moitas: um século de buscas por espécies focais. *In*: Esteves, F. A. & Lacerda, L. D. Ecologia de restingas e lagoas costeiras. NUPEM/UFRJ, Macaé. Pp. 3-23.

Zar, J. H. 1996. Biostatistical Analysis. 3rd ed. Prentice Hall, New Jersey, 663p.

Zotz, G. 1997. Substrate use of 3 epiphytic bromeliads. Ecography 20: 264-270.

TAXONOMIC CONSIDERATIONS AND AMENDED DESCRIPTION OF *HUMIRIASTRUM SPIRITU-SANCTI*, HUMIRIACEAE

Luiz Carlos da Silva Giordano[1] & *Claudia Petean Bove*[2]

ABSTRACT

(Taxonomic considerations and amended description of *Humiriastrum spiritu-sancti*, Humiriaceae) An amended description of *Humiriastrum spiritu-sancti* is presented, highlighting characters of the ovary, style, stigmatic surface, intrastaminal disk and fruit, alongside with the analysis of the pollen morphology. The species is illustrated and several new records increase the extent of its distribution.

Key words: taxonomy, morphology, pollen, Atlantic rain forest.

RESUMO

(Considerações taxonômicas e nova descrição de *Humiriastrum spiritu-sancti*, Humiriaceae) É apresentada uma nova descrição de *Humiriastrum spiritu-sancti* com ênfase em aspectos morfológicos do ovário, estilete, superfície estigmática, disco intra-estaminal e fruto, além de uma análise morfológica do pólen. A espécie é ilustrada e sua distribuição geográfica é incrementada pela descoberta de novos registros.

Palavras-chave: taxonomia, morfologia, palinologia, floresta pluvial atlântica.

INTRODUÇÃO

The family Humiriaceae comprises eight genera (*Duckesia*, *Endopleura*, *Humiria*, *Humiriastrum*, *Hylocarpa*, *Sacoglottis*, *Schistostemon* and *Vantanea*), distributed in the Neotropics, from Nicaragua to southern Brazil, with one species on the west coast of Africa. The name *Humiriastrum* dates back to Urban (1877), who divided the genus *Sacoglottis*, based on the number of stamens, into the subgenera *Humiriastrum* (20 undivided stamens), *Schistostemon* (20 stamens, the five largest being trifurcate) and *Eusacoglottis* [=*Sacoglottis*] (10 stamens). Cuatrecasas (1961) raised these taxa to generic level. Currently, *Humiriastrum* comprises 16 species, distributed from Costa Rica to southern Brazil (Paraná State).

Bove & Melhem (2000) performed pollen analysis on 16 of the 20 taxa described in *Humiriastrum*, concluding that this is a stenopalynous genus, characterised by a polar axis smaller than the equatorial, ie., an oblate spheroidal to suboblate grain, with the single exception of *H. spiritu-sancti*. Bove & Melhem (2000) pointed out the resemblance of this taxon with members of the genus *Vantanea* (following analysis of 20 out of 21 taxa), which is the only genus of the family where the pollen has the polar axis larger than the equatorial, ie., is prolate spheroidal to prolate in shape.

Cuatrecasas (1964) based his description of *Humiriastrum spiritu-sancti* on a single specimen, the holotype (RB 86212), which presents only very young buds. Our analysis of both the holotype and the isotype (MBML 1279) has shown that both are inadequate to perform a morphological analysis of their reproductive structures, and our attempts to obtain pollen for analysis by the acetolysis method (Erdtman 1952); Wodehouse (1935), did not yield any results. Besides this, the analysis of additional specimens has shown a greater variation in leaf-size in relation to the protologue. The following amended description takes into account vegetative and reproductive structures of more abundant material recently collected, highlighting the presence of fruits, which are distinctive within the genus.

Artigo recebido em 08/2007. Aceito para publicação em 01/2008.

[1]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rua Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brazil. giordano@jbrj.gov.br

[2]Departamento de Botânica, Museu Nacional, Quinta da Boa Vista, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brazil. cpbove@ibpinet.com.br

Materials and Methods

With the aid of Willd stereoscope and Carl Zeiss optical microscopes, equipped with camera lucida, analysis and drawings were made of buds, flowers and fruits, as well as branchlets and leaves of material deposited in the following herbaria ALCB, CEPEC, CVRD, NY, R and US(as in Holmgren *et al.* (1990)), identified by Cuatrecasas between 1988 and 1994, and confirmed by the first author of this work. In addition to those, a sample of a sterile specimen from VIC, some fertile material deposited in R and CVRD were also studied.

Results and discussion

Humiriastrum spiritu-sancti Cuatrec., Ciencia, Mexico 23(4): 137. 1964.

Fig. 1 a-n

Large tree reaching 25–30 m high, branches glabrous, terminal branches striate-exfoliated. **Leaves** alternate; stipules absent; petiole subterete, 0.6–0.8 cm long, thick; blade coriaceous, obovate to elliptical-obovate, (3.5–) 9 (–0.5) cm long, 2–4.5 cm broad, cuneate toward base, obtuse to slightly retuse at apex, margin entire, chartaceous, sometimes revolute; secondary veins 6–10 pairs. **Inflorescences** axillary, cymose-corymbose, dichotomous or rarely trichotomous, peduncle glabrous, branches hirtellous, pedicels tomentose-hispidous; bracts deciduous. **Sepals** obtuse, 0.5–0.6 mm long, carnose, green, glabrous, except on margins; **petals** subovate, 1.2–3.5 mm long, subcarnose, pale green or whitish, glabrous. **Stamens** 20; filament thick and flattened, lower part connate, anther dorsifixed, connective rostrate, thecae 2, unilocular, dehiscing by longitudinal slit, pollen grains medium size, (32 × 27 µm), subprolate (polar axis / equatorial axis = 1.17), small polar areas, apocolpium index 0.3–0.49, tricolporate, colpi long, endoaperture rectangular lalongate or quadrangular, sexine microrreticulate, nexine inconspicuous disruptured and curved towards interior of grain near apertures. Intrastaminal disk free, annular, denticulate, 0.4–0.5 mm high, glabrous. **Ovary** superior, globose or ovoid, 5-locular, cells uniovulate, glabrous; style erect, 0.5–0.7 mm long, glabrous; stigma 5-lobate, glabrous. **Fruits** oblong-ellipsoid, 2.5 × 1.7 cm diam.; exocarp subcoriaceous; endocarp woody, rugose, 5 foramina around apex, 5 oblong germinal valves on upper half, 1 locule; seed oblong.

Specimens examined: BRAZIL. BAHIA: Ilhéus, Fazenda Barra do Manguinho – ramal no km 10 da rodovia Pontal–Olivença, 5.II.1982, fl., bud, *L. A. Mattos Silva et al. 1436* (ALCB, CEPEC, US); Una, Reserva Biológica de Una, 14.IX.1993, fr., *A. M. A. Amorim et al. 1391* (CEPEC, NY, R, US). ESPÍRITO SANTO: Santa Tereza, Lombardia, 25.I.1954, bud, *G. Dalcomo s.n.* (RB 86212 – holotype; MBML 1279 – isotype); Linhares, Reserva Florestal da Companhia Vale do Rio Doce, 8.XI.1977, fl., bud, *J. Spada 8/77* (CVRD, US, RB); *ibdem*, 23.XI.1993, bud, *D. A. Folli 2095* (CVRD, RB); *ibdem*, 2.XII.2003, fl., bud, *L. C. Giordano et al. 2678* (RB, CVRD); Conceição da Barra, FLONA Rio Preto, 22.VIII.1995, st., *A. Luiza s.n.* (VIC 17971).

Humiriastrum spiritu-sancti is a large tree found in the states of Bahia and Espírito Santo, in the Atlantic Rain Forest, generally in primary forest, rarely in secondary vegetation. It is a species that is poorly represented in herbaria, probably due to its restricted occurrence, and is fortunately found in four protected areas (Reserva Biológica de Una, Floresta Nacional Rio Preto, Reserva Natural da Companhia Vale do Rio Doce, and Reserva Biológica Augusto Ruschi). It was initially believed to be endemic to the region of Santa Teresa, Espírito Santo State (Cuatrecasas 1964), but it was subsequently found in Ilhéus and Una (Bahia State) and in Conceição da Barra and Linhares (Espírito Santo State). It is not possible at the moment to confirm whether this species is rare as it may simply be poorly collected because it is a very tall tree with small pale green to whitsh flowers.

Collections of flowering specimens date from the months of November, December, January and February, fruiting in September. This species is locally known as "carne-de-vaca". It is probably used for its timber.

The genus *Humiriastrum* has the smallest pollen grains in the family, generally small to medium and of suboblate to spheroidal shape, while *H. spiritu-sancti* presents pollen grains

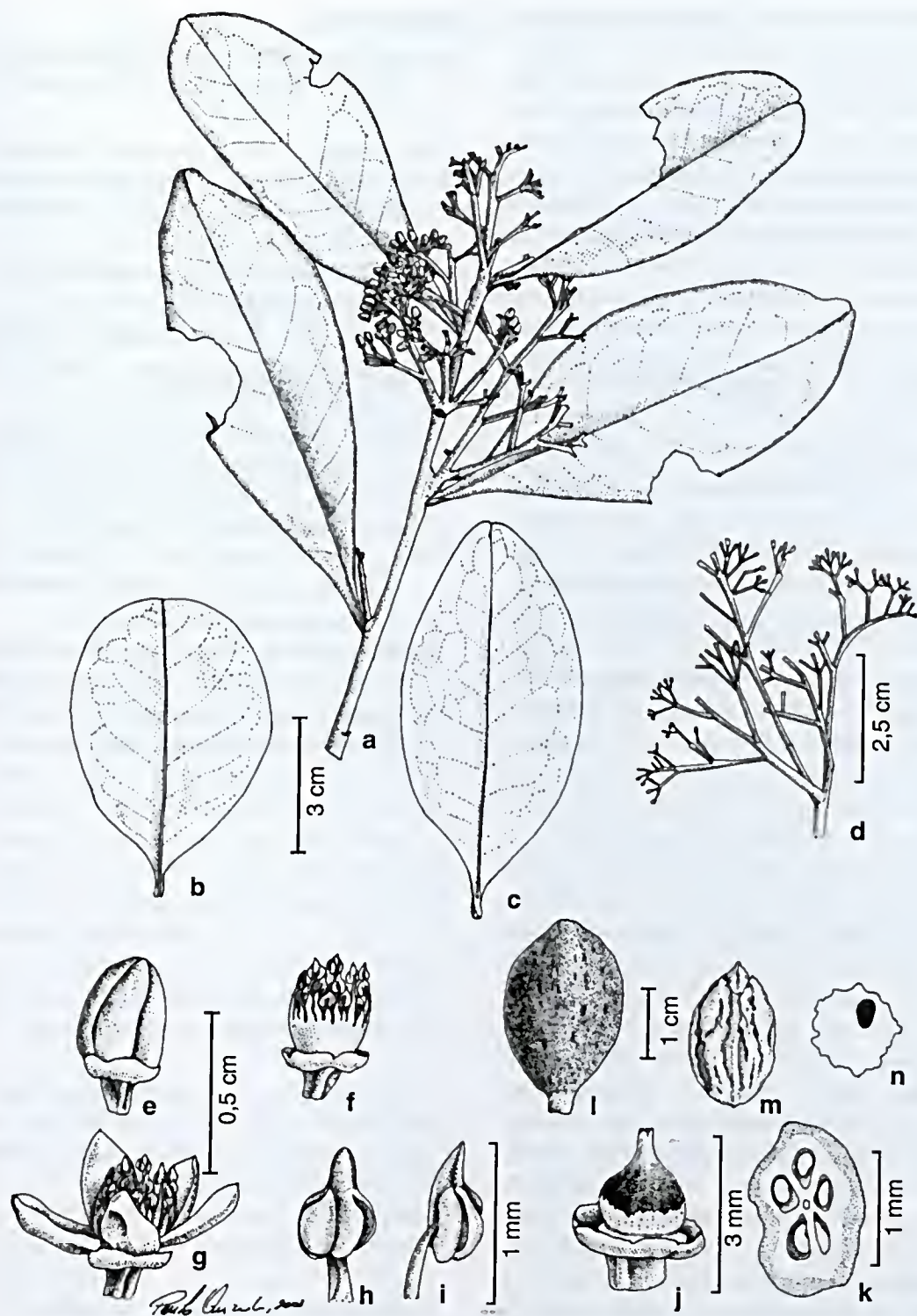



Figure 1 – *Humiriastrum spiritu-sancti* – a. fertile branch; b, c. leaves; d. inflorescence branch; e. bud; f. bud without petals, showing whorled the stamens whorl; g. flower; h. front view of stamen; i. lateral view of stamen; j. ovary, style, intrastaminal free disk and receptacle; k. ovary; in cross-section; l. fruit; m. endocarp; n. endocarp in cross-section. (a, h-k *Spada 8/77*; b *Dalcomo s.n.*, RB 86212 – holotype; c, l-n *Amorim 1391*; d-g *Mattos Silva 1436*)

of medium size and of subprolate shape, and this character, together with the discontinuity and detachment of the endexine towards the interior of the grain in the proximity of the openings, was believed to be exclusive to the genus *Vantanea* (Bove & Melhem 2000).

Contrary to the pollen morphology divergent from what is commonly found within *Humiriastrum*, the other morphological data coincide with its classification within the genus, especially the endocarp with 5 foramina around the apex, 5 oblong germinal valves on the upper half and only one fertile locule.

Acknowledgments

The second author thanks Dra. Therezinha Sant'Ana Melhem for her assistance in interpreting the pollen morphology. We thank the curators of the following herbaria for kindly providing access to their collections: ALCB, CEPEC, CVRD, NY, R RB, US, as well as Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal do Ensino Superior – CAPES for the travel grant for second author.

References

Bove, C. P. & Melhem, T. S. 2000. Humiriaceae. Pollen and Spore Flora of the World 22: 1-35.

Cuatrecasas, J. 1961. A taxonomic revision of the Humiriaceae. Contributions from the United States National Herbarium 35(2): 25-214.

_____. 1964. Miscelánea sobre Flora Neotrópica, I. Ciencia, Mexico 23(4): 137-151.

Erdtman, G. 1952. Pollen Morphology and Plant Taxonomy. Angiosperms. Stockholm: Almqvist & Wiksell, 539p.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L. 1990. Index herbariorum. Part 1: The herbaria of the world. 8ed. New York Botanical Garden, New York, 693p.

Urban, I. 1877. Humiriaceae. *In*: Martius, C. F. P. von (ed.). Flora brasiliensis. München, Wien, Leipzig, 12(2): 425-454.

Wodehouse, R. P. 1935. Pollen Grains. Their structure, identification and significance in Science and Medicine. Mc Graw-Hill Book Company, New York, 574p.

DUAS NOVAS ESPÉCIES DE *BEGONIA* (BEGONIACEAE) DO ESPÍRITO SANTO, BRASIL

Ludovic Jean Charles Kollmann[1]

RESUMO

(Duas novas espécies de *Begonia* (Begoniaceae) do Espírito Santo, Brasil) São descritas duas novas espécies de *Begonia* da seção *Pritzelia*, *B. aguiabrancensis* L.Kollmann, proveniente da localidade de Santa Luzia, município de Águia Branca, no noroeste do Espírito Santo e *B. lossiae* L.Kollmann proveniente da localidade de Alto Perdido do município de Santa Teresa, no centro do estado. São fornecidos descrições, ilustrações e comentários sobre afinidades taxonômicas, estado de conservação e distribuição geográfica.
Palavras-chave: *Pritzelia*, Mata Atlântica, taxonomia, conservação.

ABSTRACT

(Two new species of *Begonia* (Begoniaceae) from Espírito Santo State, Brazil) Two new species of *Begonia* from section *Pritzelia*, *B. aguiabrancensis* L.Kollmann, from Santa Luzia in the municipality of Águia Branca, N Espírito Santo state, and *B. lossiae* L.Kollmann, from Alto Perdido in the municipality of Santa Teresa, central Espírito Santo. Descriptions, illustrations and comments about their affinities, conservation status and distribution are provided.
Key words: *Pritzelia*, Atlantic forest, taxonomy, conservation.

INTRODUÇÃO

A família Begoniaceae, com cerca de 1400 espécies, é representada por dois gêneros: *Hillebrandia*, com uma espécie das ilhas Havaianas e *Begonia*, que é pantropical (Clement *et al.* 2004), mas ausente na Austrália (Tebbitt 2005). As aproximadamente 240 espécies de *Begonia* encontradas no Brasil (Smith 1986) ocorrem em quase todas as formações vegetais, entretanto, são mais freqüentes na Serra do Mar, na região da costa atlântica (Duarte 1961).

O objetivo deste artigo é apresentar a descrição de duas novas espécies de *Begonia* da seção *Pritzelia* para o Espírito Santo, Brasil.

Begonia aguiabrancensis L.Kollmann *sp. nov.* **Tipo**: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Águia Branca, Santa Luzia, Propriedade de Ciro Ferreira, 170–600 m, 18°58'40,5"S e 40°39'56,1"W, 27.IV.2006, fl. e fr., *V. Demuner, L.F.S. Magnago, T. Cruz & E. Bausen 2286* (holótipo: MBML, isótipo: RB). Fig. 1

Species nova Begoniae novalombardiensi *L.Kollmann affinis, sed habitu minori, laminis ovatis vel obovatis apicisque obtusis, stipulis triangularibus persistentibusque differt.*

Planta subarbustiva, rupícola, saxícola, ca. 40 cm alt., tomentoso-lanosa, densamente recoberta de tricomas estrelados ferrugíneos. **Caules** 4–5 mm diâm. na base, marrons, recobertos de tricomas estrelados, entrenós 1,4–5,2 cm compr. **Estípulas** 1,5–2,5 × 0,8–1,3 cm, avermelhadas, triangulares a ovadas, persistentes, tardiamente descíduas, ápice agudo, levemente apiculado, glabra na face adaxial, tricomas estrelados na face abaxial, base espessa e rígida. **Pecíolos** 2,5–7 cm compr., recobertos com tricomas estrelados. **Folhas** 6,5–8,5 × 3,5–8 cm, ovadas a obovadas, assimétricas, peltadas, face adaxial glabrescente, verde-escura, brilhosas, face abaxial densamente recoberta com tricomas ferrugíneos, ápice obtuso, base orbicular, margens ligeiramente onduladas com hidatódios, nervação actinódroma, 5–7 nervuras na base, estômatos isolados. **Cimeiras** dicasiais, avermelhadas, (11–)18–36 cm compr., 2–3 ramificadas. **Brácteas** e

Artigo recebido em 08/2007. Aceito para publicação em 12/2007.
[1]Museu de Biologia Prof. Mello Leitão (MBML). Av. José Ruschi 4, 29650-000, Santa Teresa, ES, Brasil. ludovic@limainfo.com.br

Bractéolas 0,8–1,5 × 0,4–0,9 cm, ovadas, decíduas, ápice obtuso, glabra na face adaxial, tricomas estrelados na face abaxial. **Flores estaminadas:** pedicelos 4–6 mm compr., tricomas estrelados; tépalas 4, as externas 0,6–1,1 × 0,4–0,8 cm, alvas, obovadas, recobertas de tricomas na face abaxial, glabras na face adaxial, ápice obtuso; as internas 4–6 × 2–4 mm, espatuladas a obovadas, alvas, glabras, ápice obtuso; estames 30–40, amarelos, filetes 0,5–1 mm compr., livres, anteras oblongas, rimosas, extrorsas, mais curtas que os filetes, conectivo ultrapassando as anteras. **Flores pistiladas:** profilos 2, obovados, papiráceos, com tricomas na face abaxial; pedicelos 4–5 mm compr., tricomas estrelados; tépalas 5,4–7 × 2–5 mm, alvas, desiguais, ovadas a obovadas, ápice obtuso, tricomas na face abaxial; estigmas 3, amarelos, ramos bifurcados, unidos na base, espiralados, com bandas estigmáticas; ovário trilocular, com placenta inteira. **Cápsulas** ca. 8 × 7 mm (sem as alas), deiscentes no terço inferior, pilosas; alas 3, desiguais, orbiculares, com tricomas estrelados, a maior 1,1–1,3 × 0,6–0,7 cm, as menores 1–1,2 × 0,2–0,5 cm. **Sementes** ca. 0,5 mm compr., oblongas, cilíndricas.

Parátipos: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Águia Branca, Santa Luzia, Propriedade Ciro Ferreira, 170–600 m, 18°58'40"S e 40°39'56"W, 18.X.2006, fl. e fr., *V. Demuner et al.* 2926 (MBML); *idem*, 26.VII.2006, fl. e fr., *L.F.S. Magnago et al. 1102* (MBML).

Begonia aguiabrancensis foi observada crescendo em sol pleno, sobre rochas ígneas, associada a Schizaeaceae, Cyperaceae, Araceae e outras, com pouco substrato orgânico e em fendas de rochas sem vegetação associada.

Essa nova espécie é notavelmente reconhecída pelo revestimento denso de tricomas estrelados em todas as partes vegetativas, folhas ovadas a obovadas, estípulas triangulares a ovadas, persistentes a tardiamente decíduas, formando, às vezes, quando secas um "calo" espesso na sua base com o caule. É próxima de *B. novalombardiensis* L.Kollmann (2006), recentemente descrita para o Espírito Santo, município de Santa Teresa, pelo porte subarbustivo, folhas peltadas e o revestimento tomentoso com tricomas estrelados. Mas, diferencia-se pelo porte menor da planta, 40–50 cm (vs. 1,5–2 m), folhas ovado-obovadas (vs. ovado-lanceoladas), ápice da folha obtuso (vs. agudo) e estípulas triangulares (vs. estreitamente lanceoladas), persistentes a tardiamente decíduas (vs. semipersistentes a decíduas).

Begonia aguiabrancensis assemelha-se também a *B. kuhlmannii* Brade, espécie endêmica do Espírito Santo, pelo porte arbustivo, indumento de tricomas estrelados, Mas difere desta espécie pelas folhas peltadas, estípulas persistentes e placenta inteira.

De acordo com os critérios da IUCN (2001) *Begonia aguiabrancensis* pode ser considerada uma espécie Criticamente em Perigo (CR) devido a sua área de ocupação ser menor do que 10 km² (B2), de distribuição altamente fragmentada: uma só localidade (B2a) e diminuição contínua em área, extensão e qualidade do habitat (B2a(iii)).

O epíteto específico é referente ao município de Águia Branca, onde a nova espécie foi encontrada.

Begonia lossiae L.Kollmann *sp. nov.* **Tipo:** BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Santa Teresa, Alto Perdido, Fazenda Montanhosa, propriedade dos Bridge, 700 m, 14.IV.2007, fl. e fr., *L. Kollmann, R.L. Kollmann, R. Pizziolo & G. Pizziolo 9627* (holótipo: MBML, isótipo: RB). Fig. 2

Species nova Begoniae curti *L.B.Sm. & Schubert et* Begoniae venosae *Skan* ex *Hook. f. affinis, sed habitu minori, foliis obovatis, stipulis minoribus et inflorescentiis paucifloribus differt.*

Planta subarbustiva, rupícola, heliófila, 20–40 cm alt., com tricomas glandulares curtos a glabras. **Caules** 7–10 mm diâm. na base, vermelhos, com lenticelas, entrenós 1,3–2,8 cm compr. **Estípulas** 1,35–1,55 × 0,7–1,2 cm, verdes, ovadas, persistentes, venosas, translúcidas,

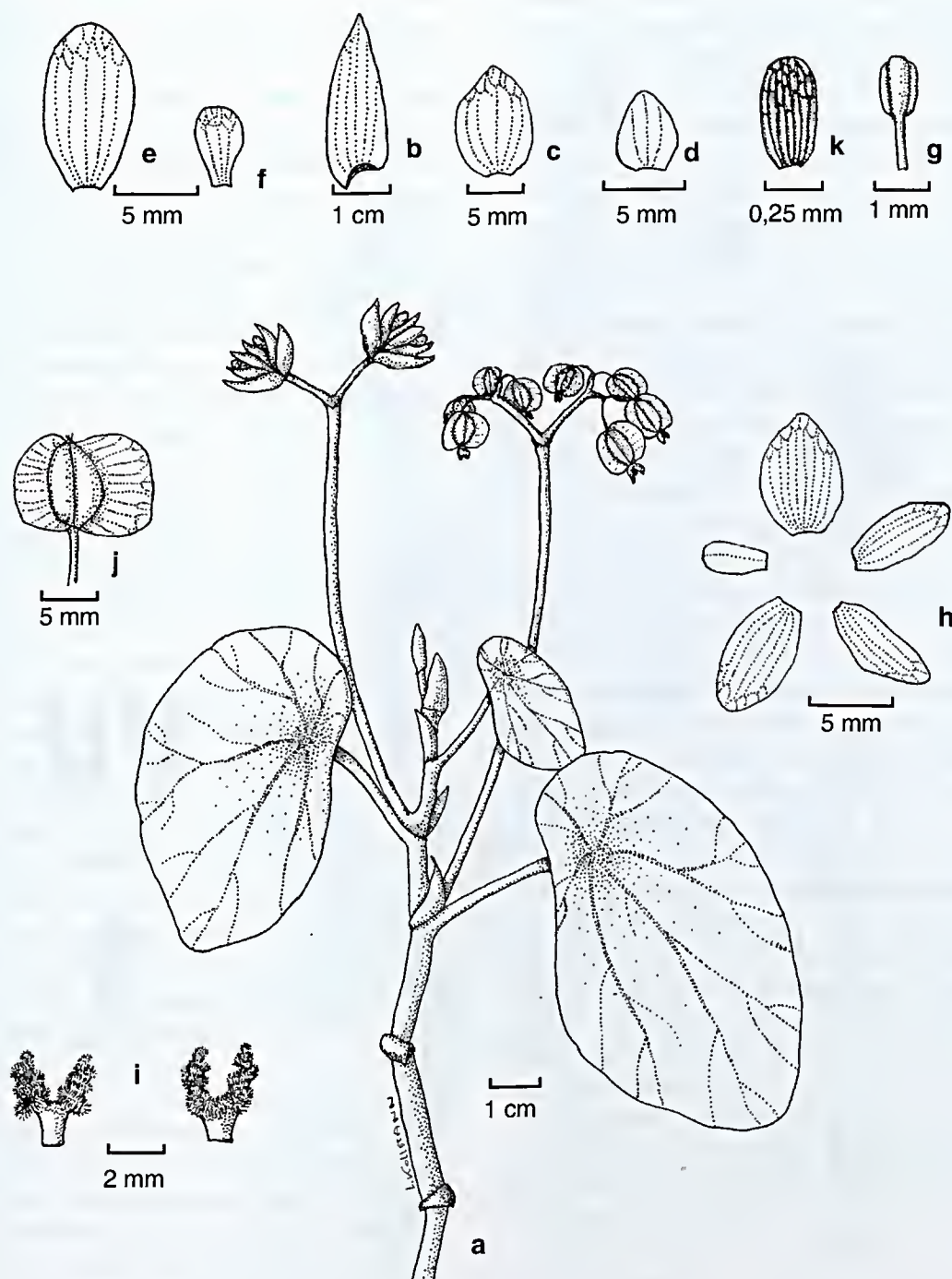



Figura 1 – *Begonia aguiabrancensis* L.Kollmann – a. hábito; b. estípula; c. bractéola; d. prófilo; e. sépala da flor masculina; f. pétala da flor masculina; g. estame; h. tépalas da flor feminina; i. estigma, vista ventral (esquerda), vista dorsal (direita); j. fruto; k. semente. (a-d, h, i *Demuner 2286*; e-g, j, k *Demuner 2926*).

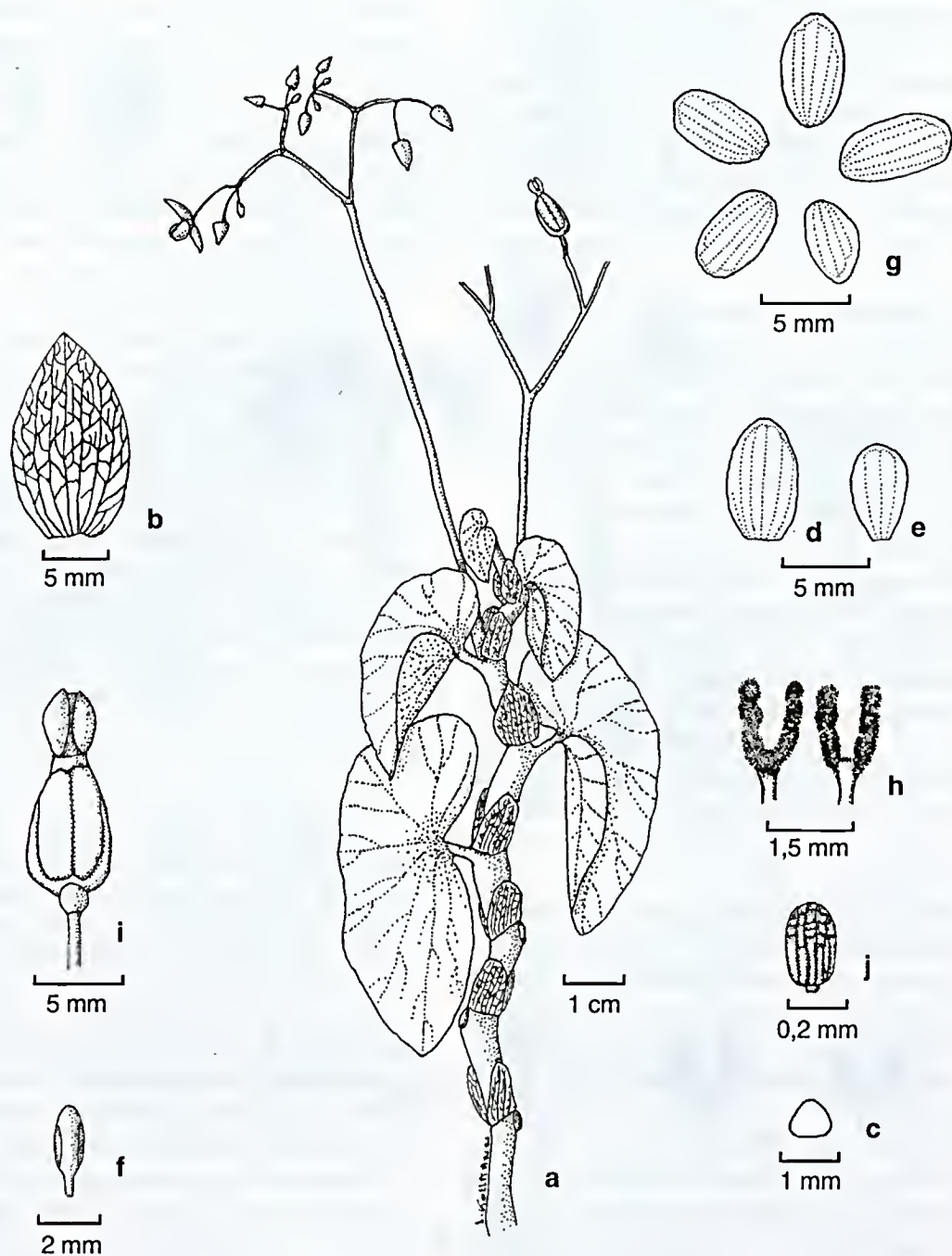



Figura 2 – *Begonia lossiae* L.Kollmann – a. hábito; b. estípula; c. bractéola; d. sépala da flor masculina; e. pétala da flor masculina; f. estame; g. tépalas da flor feminina, h. estigmas, vista dorsal (esquerda), vista ventral (direita); i. fruto imaturo; j. semente. (a-j *Kollmann 9627*).

paleáceas, ápice agudo, nervuras bem marcadas, marrons. **Pecíolos** 3–9 cm compr., avermelhados. **Folhas** 4–8,5 × 2,7–6,2 cm, verde-claras, obovadas, assimétricas, suculentas, brilhosas, ápice e base obtusos, margens crenadas a serrilhadas, com hidatódios, nervação actinódroma, 9–10 nervuras na base, estômatos isolados, epiderma multiplo. **Cimeiras** dicasiais, vermelhas, 10–18 cm compr., 2–3 ramificadas, com tricomas glandulares, paucifloras, 16–20 flores. **Brácteas e bractéolas** 0,5–0,6 × 0,8 mm, ovadas, persistentes, suculentas, ápice obtuso. **Flores estaminadas**: pedicelos 5–7 mm compr., avermelhados, com tricomas glandulares; tépalas 4, alvo-rosadas, as externas 6–8 × 4–5 mm, elípticas, ápice e base obtusos; as internas 5–5,5 × 3–3,5 mm, obovadas, ápice obtuso; estames 5, amarelos, filetes livres, anteras oblongas, rimosas, extrorsas, mais longas que os filetes, conectivo ultrapassando muito as anteras. **Flores pistiladas**: profilos 2, ovados, persistentes, vermelhos, 0,5–0,6 × 0,5 mm, ápice arredondado; pedicelos 4–4,5 mm compr., com tricomas glandulares; tépalas 5,5–6,5 × 3–4 mm, alvo-rosadas, persistentes no fruto, desiguais, elípticas a oblongas, ápice e base obtusos; estigmas 3, amarelos, ramos bifurcados, unidos na base, espiralados, papilhas estigmáticas recobrindo inteiramente os ramos; ovário trilocular, placenta inteira. **Cápsulas** 8–8,5 × 5–5,5 mm, deiscentes no terço inferior; alas rudimentares. **Sementes** ca. 0,3 mm compr., oblongas, cilíndricas.

Begonia lossiae L.Kollmann foi encontrada crescendo em sol pleno, sobre substrato orgânico em rochas ígneas, nas margens das moitas de vegetação, associada a *Alcantarea extensa* L.B.Sm., *Begonia kuhlmannii* Brade, *Cheilanthes eriophora* Mett., *Cyrtopodium glutiniferum* Raddi, *Dyckia* sp., *Cyperus* sp. e outras espécies.

Essa nova espécie é distinta das demais do gênero pelo porte menor, caule vermelho, folhas obovadas, verde-claras, brilhosas, suculentas, estípulas persistentes, ficando transparente quando secas, realçando desta forma as nervuras marrons, inflorescências vermelhas, paucifloras, flores róseas, frutos com tépalas persistentes e com alas rudimentarias. É próxima de *B. curtii* pelo porte subarbustivo, folhas brilhosas, estípulas persistentes, venosas, inflorescências vermelhas. Mas, diferencia-se pelo porte menor da planta de 20–40 cm (*vs.* 1–1,5 m), estípulas menores de 1,33–1,55 × 0,7–1,2 cm (*vs.* 5,5–8 × 3,5–5 cm), ápice agudo (*vs.* retuso), folhas obovadas (*vs.* ovadas), pecíolos glabros (*vs.* pilosos), inflorescências com menos de 20 flores (*vs.* 50), cinco estames (*vs.* 14–22), frutos com tépalas persistentes (*vs.* decíduas) e alas rudimentares (*vs.* alas de 12 × 5 mm). *Begonia lossiae* é próxima também de *B. venosa* pelo porte subarbustivo e estípulas persistentes. Entretanto diferencia-se pelo pequeno porte da planta de 20–40 cm (*vs.* 1 m), estípulas menores, 1,33–1,55 cm (*vs.* 3,5–7 cm), ápice agudo (*vs.* arredondado), folhas obovadas (*vs.* elípticas), pecíolo glabro (*vs.* lanoso), inflorescências com menos de 20 flores (*vs.* 50), cinco estames (*vs.* 14–18), frutos com tépalas persistentes (*vs.* decíduas) e placenta inteira (*vs.* bipartida).

De acordo com os critérios da IUCN (2001) *Begonia lossiae* pode ser considerada uma espécie Criticamente em Perigo (CR), devido a sua área de ocupação ser menor do que 10 km² (B2), de distribuição altamente fragmentada: uma só localidade (B2a) e diminuição contínua em área, extensão e qualidade do habitat (B2a(iii)).

O epíteto específico é uma homenagem a minha esposa Rosemere de Lourdes Loss Kollmann, descobridora da espécie e companheira de coleta.

Agradecimentos

Ao Museu de Biologia Prof. Mello Leitão/ IPHAN-MinC. A Hélio de Queiroz Boudet Fernandes, diretor do Museu de Biologia Prof. Mello Leitão e curador do Herbário MBML. A Marcos Sobral pelas diagnoses em latim.

Referências Bibliográficas

Clement, W. L.; Tebitt, M. C.; Forrest, L. L.; Blair, J. E.; Brouillet, L.; Eriksson, T & Swensen, S. M. 2004. Phylogenetic position and biogeography of *Hillebrandia sandwicensis* (Begoniaceae): a rare Hawaiian relict. American Journal of Botany 91: 905-917.

Duarte, A. P. 1961. Considerações acerca do comportamento e dispersão de algumas espécies de begônias do estado da Guanabara. Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 17: 57-105.

Kollmann, L. J. C. 2006. *Begonia novalombardiensis* L.Kollmann (Begoniaceae), une nouvelle espèce de la forêt atlantique de l'Etat de l'Espirito Santo, Brésil. Candollea 61(1): 89-92.

IUCN. 2001. IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. IUCN Species Survival Commission. IUCN, Gland, Switzerland, and Cambridge, United Kingdom.

Smith, L. B.; Wasshausen, D. C.; Golding, J. & Karegeannes, C. E. 1986. Begoniaceae. Part I: Illustrated key. Part II: Annotated Species List. Smithsonian Contributions to Botany 60: 1-584.

Tebbitt, M. C. 2005. Begonias: cultivation, identification, and natural history. Timber Press, Oregon, USA, 272p.

Flora do Parque Nacional do Itatiaia – Brasil: *Peperomia* (Piperaceae)[1]

Daniele Monteiro[2] *& Elsie Franklin Guimarães*[3]

Resumo

(Flora do Parque Nacional do Itatiaia – Brasil: *Peperomia* (Piperaceae)) O Parque Nacional do Itatiaia tem sido objeto de estudo mesmo antes de ser designado como parque em junho de 1937. Localizado em terras fluminenses e mineiras, protege atualmente cerca de 30.000 hectares de patrimônio biótico e geomorfológico da Serra da Mantiqueira. A pesquisa teve como objetivo conhecer e descrever os táxons de *Peperomia* ocorrentes na região, averiguando suas preferências ambientais, além de ampliar o conhecimento sobre espécies raras e endêmicas e gerar subsídios para o conhecimento da flora do estado. *Peperomia*, o segundo maior gênero das Piperaceae, apresenta cerca de 1.500 espécies, das quais aproximadamente 200 ocorrem no Brasil, habitando preferencialmente locais úmidos e sombreados. O levantamento realizado levou ao reconhecimento de 34 taxa, dos quais seis constituíram novas ocorrências para a região. Estes táxons, que ocorrem no interior da floresta e nos campos de altitude, são encontrados em gradientes altitudinais de 600 a 2.700 m, como epífitos, saxícolos ou terrestres e são diferenciados principalmente pela filotaxia, forma, tamanho e nervação foliares, pilosidade, comprimento do pecíolo e pedúnculo e forma dos frutos.
Palavras-chave: campos de altitude, florística, floresta atlântica, taxonomia, Unidade de Conservação.

Abstract

(Flora of the Itatiaia National Park – Brazil: *Peperomia* (Piperaceac)) Itatiaia National Park has been studied since before being recognized as a conservation area, in June of 1937. With its area located betwcen the states of Rio de Janeiro and Minas Gerais, it currently protects approximately 30,000 hectares of biotic and geomorphological heritage of the Serra da Mantiqueira. This research aims to describc the taxa of *Peperomia* found in the park, including their preferred habitat, highlighting rare and endemic specics and contributing to the flora of state Rio de Janeiro. *Peperomia*, the second largest genus of the Piperaceae, has about 1500 species, with 200 Brazilian representatives ocurring especially in humid and shady habitats. This study detected 34 taxa, six of them being new occurrences for the area. These taxa, that occur in forest shade and in the "campos de altitude", are found in altitudinal gradients from 600-2700 m, as epiphytes, saxicolous or terricolous plants and are distinguished mainly by phylotaxy, form, size and venation of the leaf, indumentum, petiole and peduncle length and fruit shape.
Key words: 'campos de altitude', floristic, atlantic forest, taxonomy, Unit of Conservation.

Introdução

O Parque Nacional do Itatiaia foi a primeira Unidade de Conservação criada no Brasil, em 14 de junho de 1937, protege atualmente cerca de 30.000 hectares de patrimônio biótico e geomorfológico na Serra da Mantiqueira, sendo coberto por floresta ombrófila densa montana e alto-montana em vários estágios de conservação,além de campos de altitude (*sensu* Velloso *et al.* 1991). O Parque fica localizado ao sul do estado do Rio de Janeiro (22°19'45"S 44°15'50"W), ocupando terras fluminenses, em sua maior parte (municípios de Itatiaia e Resende) e mineiras (municípios de Itamonte, Alagoa e Bocaina de Minas), estendendo-se a oeste, próximo à divisa com São Paulo (Brade 1956; www.ibama.gov.br/parna_itatiaia). Mesmo antes de receber o título de Parque Nacional, a região foi explorada por vários pesquisadores como Saint Hilaire, Sellow e Glaziou no século XVIII e por Hemmendorff e Dusén no início do século XIX, que analisaram o aspecto fitofisionômico e a constituição da flora da região, formada por floresta ombrófila densa e campos de altitude (Dusén 1905; Martinelli 1989). Mais recentemente Brade (1956), Barros (1955) e Ribeiro & Medina (2002)

Artigo rccebido cm 08/2007. Accito para publicação em 12/2007.
[1]Parte da dissertação de mestrado da primeira autora, desenvolvida na Escola Nacional de Botânica Tropical / JBRJ.
[2]Bolsista CAPES. Pacheco Leão 2040, Solar da Imperatriz, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. daniele@jbrj.gov.br
[3]Bolsista do CNPq; Pesquisadora do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro/Programa Mata Atlântica. Rua Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. eguimar@jbrj.gov.br

estudaram a constituição da flora com relação à altitude, as diferenças ecológicas dos lados oriental e ocidental da serra e os padrões biogeográficos da vegetação.

Piperaceae é uma das maiores famílias dentre as angiospermas basais, somando aproximadamente 3.000 espécies (Bornstein 1989) de distribuição pantropical e centro de diversidade nas Américas Central e do Sul e na Malásia (Yuncker 1958). As suas espécies apresentam-se como ervas, subarbustos, arbustos ou lianas, geralmente aromáticas e dotadas de glândulas translúcidas, com tipo de indumento variado. As folhas são alternas, opostas ou verticiladas, simples e inteiras, de forma consistência, tamanho e padrão de nervação diversos, geralmente com profilos. As flores são aclamídeas, mínimas, andróginas, protegidas por uma bractéola de forma variada, dispostas esparsa ou densamente em racemos, espigas ou umbelas de espigas, eretas ou curvas, com estames geralmente 2–6, anteras bitecas de deiscência rimosa, gineceu mono, tri ou tetracarpelar, sincárpico, unilocular, uniovular, com 1–4 estigmas, sendo o fruto uma baga de forma variada.

Peperomia tem cerca de 1.500 espécies, diversamente distribuídas no neotrópico (Wanke *et al.* 2006), sendo algumas cultivadas como ornamentais, outras usadas no tratamento de doenças, como *P. alata* e *P. glabella* que possuem ação antimalárica (Milliken 1997) e *P. rotundifolia* - estomáquica, além de *P. pellucida* empregada na culinária (Lorenzi & Matos 2002). Dos cinco gêneros hoje considerados para a família, *Macropiper*, *Zippelia, Piper*, *Peperomia* e *Manekia* (Jaramillo *et al.* 2004), os três últimos ocorrem no Brasil principalmente nas florestas Atlântica e Amazônica e são também encontrados no Parna do Itatiaia. A escolha de *Peperomia* para iniciar o estudo florístico da família na região se deve aos poucos exemplares do gênero, pequenos e geralmente epífitos, encontrados nos herbários e por ser este de grande representatividade no estrado epifítico-herbáceo da Mata Atlântica. O trabalho com os táxons de *Piper* e *Manekia* ocorrentes na região, está sendo realizado e será em breve divulgado.

Esta pesquisa teve como objetivos estudar as espécies de *Peperomia* ocorrentes no Parna do Itatiaia, detectar espécies endêmicas e raras, resgatar informações e promover o conhecimento da flora da região, auxiliando no monitoramento da Unidade de Conservação, além de ampliar o conhecimento da flora dos estados do Rio de Janeiro e de Minas Gerais.

Material e Métodos

O material botânico foi obtido de coletas realizadas entre os anos de 2004 e 2006 e do levantamento de exemplares preservados em herbários nacionais e internacionais. Materiais-tipo e de outras localidades foram analisados quando necessário. As descrições foram feitas com base na análise da morfologia externa dos exemplares, com o auxílio de microscópio estereoscópico. Foram priorizados para as ilustrações táxons pouco ilustrados e conhecidos, e os que representaram uma nova ocorrência para o do Rio de Janeiro. Para descrição da forma e padrões de nervação das folhas foram utilizados Hickey (1974) e Rizzini (1960) e para a descrição dos tipos de tricomas Hickey & King (2003). A etimologia foi feita com base em Rizzini (1978) e Rizzini & Rizzini (1983). A distribuição geográfica foi retirada das informações encontradas nas bibliografias e ampliada com as consultas aos herbários.

As espécies são apresentadas em ordem alfabética contendo a distribuição geográfica, habitat, lista das exsicatas examinadas e comentários. Em táxons mais coletados a lista do material citado foi selecionada, sendo considerado um de cada localidade da área de estudo. Todos os espécimes estudados são apresentados no índice de coletores.

Resultados e Discussão

***Peperomia* Ruiz & Pav.**, Prodr. Fl. Peruv. 8. 1794.

As espécies de *Peperomia* são ervas anuais ou perenes, terrestres, epífitas ou rupícolas, freqüentemente carnosas, com folhas alternas, opostas ou verticiladas; inflorescências em racemos ou espigas

terminais, axilares ou opostas às folhas com flores diminutas, protegidas por uma bractéola, ovário unicarpelar e estames dois, dispostos lateralmente, na base do pistilo e frutos com ápice pontuado, mamiliforme, rostrado ou com escudo oblíquo, por vezes com pseudo-cúpula na base.

No Parque Nacional do Itatiaia foram encontrados 34 taxa, dos quais 31 estão distribuídos na floresta ombrófila densa e três nos campos de altitude. Cinco espécies e uma variedade ainda não haviam sido registradas para a região: *P. catharinae*, *P. glabela* var. *nigropunctata*, *P. mandioccana*, *P. ouabianae*, *P. rubricaulis* e *P. trinervis*, o que ressalta a importância de inventários florísticos. A maioria das taxas estudadas são conhecidas popularmente como erva-de-jaboti, jaboti-membeca, erva-de-vidro (Guimarães *et al.* 1984), entretanto, Burger (1971) considera o nome língua-de-sapo para *P. galioides*, carrapatinho ou salva-vidas para *P. rotundifolia* e corredera, garrapatilha ou hilotillo para *P. tetraphylla* var. *tetraphylla*. Para as outras espécies não foi encontrada denominação popular.

Chave de identificação para os táxons

1. Folhas alternas.
    2. Planta glabra (por vezes com linha de tricomas no pecíolo ou ápice da lâmina cerdoso ou ciliado).
        3. Ramos alados .... 1. *P. alata*
        3'. Ramos não alados.
            4. Pecíolo de 8–15 cm compr.; base da lâmina foliar cordada, às vezes peltada .... 2. *P. arifolia*
            4'. Pecíolo até 1,3 cm compr.; base da lâmina foliar aguda a obtusa, não peltada
                5. Lâmina foliar com ápice emarginado .... 17. *P. martiana*
                5'. Lâmina foliar com ápice não emarginado.
                    6. Pecíolo com linha de tricomas .... 11. *P. glabella* var. *glabella*
                    6'. Pecíolo sem linha de tricomas.
                        7. Lâmina foliar rômbico-lanceolada, elíptico-lanceolada; padrão de nervação misto camptódromo-acródromo supra-basal .... 31. *P. velloziana*
                        7'. Lâmina foliar ovada, ovado-elíptica, ovado-lanceolada, rômbico-ovada, ovado-oblonga, lanceolada a lanceolado-oblonga; padrão de nervação misto camptódromo-acródromo basal.
                            8. Lâmina foliar densamente negro-gladulosa, ápice glabro .... 11a. *P. glabella* var. *nigropunctata*
                            8'. Lâmina foliar esparsamente castanho-glandulosa, ápice cerdoso.
                                9. Folhas translúcidas; margem da lâmina ciliada acima da porção mediana até o ápice; fruto 0,5–1 mm compr. .... 9. *P. diaphanoides*
                                9'. Folhas não translúcidas, margem da lâmina eciliada, ápice cerdoso; fruto ca. 1,5 mm compr. .... 3. *P. augescens*
    2'. Planta com tricomas.
        10. Inflorescência em racemo.
            11. Lâmina foliar com tricomas em ambas as faces .... 14. *P. hispidulla* var. *sellowiana*
            11'. Lâmina foliar glabra em ambas as faces .... 25. *P. tenella*
        10'. Inflorescência em espiga.

12. Lâmina foliar glabra em ambas as faces.
 13. Folhas alternas na base, opostas ou ternadas no ápice; lâmina 1,3–2,3 cm compr. ... . 16. *P. mandioccana*
 13'. Folhas alternas da base ao ápice; lâmina 3,5–5 cm compr. .... 13. *P. hilariana*
12'. Lâmina foliar com tricomas em uma ou em ambas as faces.
 14. Base da lâmina foliar arredondada a cordada; fruto com ápice rostrado .... 30. *P. urocarpa*
 14'. Base da lâmina foliar não cordada; fruto com ápice não rostrado.
  15. Fruto com pseudocúpula basal; estigma apical.
   16. Pedúnculo 1,4–1,8 cm compr. .... 7. *P. corcovadensis*
   16'. Pedúnculo 0,4–1,2 cm compr.
    17. Lâmina foliar de duas a três vezes mais longas do que largas; espigas 0,6–2 cm compr. .... 20. *P. pseudoestrellensis*
    17'. Lâmina foliar duas vezes mais longas do que largas; espigas 2,5–3,5 cm compr. .... 6. *P. clivicola*
  15'. Fruto sem pseudocúpula basal; estigma subapical.
   18. Espigas 1,2–1,7 cm compr.; presença de bráctea peducular .... 22. *P. rotundifolia*
   18'. Espigas 2–6,5 cm compr.; ausência de bráctea peduncular.
    19. Lâmina foliar 0,7–1,2 cm compr.; espigas 2–3 cm compr. .... 19. *P. ouabianae*
    19'. Lâmina foliar 3–5 cm compr.; espigas 4–6,5 cm compr.
     20. Pedúnculo 0,7–1 cm compr. .... 27. *P. trinervis*
     20'. Pedúnculo 1,5–3 cm compr. .... 15. *P. itatiaiana*

1'. Folhas opostas ou verticiladas.
 21. Folhas opostas.
  22. Ramos quadrangulares, com sulcos profundos quando seco; espigas até 2,5 cm compr. .... 12. *P. glaziovi*
  22'. Ramos cilíndricos, ligeiramente sulcados quando secos; espigas com 3 cm compr. ou mais.
   23. Ramos hirtelos; forma da lâmina foliar igual da base ao ápice; fruto com pseudocúpula basal.
    24. Lâmina obovada a elíptico-obovada, ápice obtuso a arredondado, emarginado .... 24. *P. subternifolia*
    24'. Lâmina ovada a ovado-elíptica, ápice agudo, não emarginado .... 16. *P. mandioccana*
   23'. Ramos vilosos; forma da lâmina foliar da base diferente das do ápice; fruto sem pseudocúpula basal .... 4. *P. blanda*
 21'. Folhas verticiladas.
  25. Lâmina até 2,5 cm compr.
   26. Ramos com tricomas vilosos .... 8. *P. crinicaulis*
   26'. Ramos com tricomas hirtos, hirtelos ou glabrescentes.
    27. Lâmina com ápice emarginado.
     28. Lâmina 0,5–0,7 cm larg. .... 21. *P. quadrifolia*
     28'. Lâmina 0,8–1,9 cm larg. .... 24. *P. subternifolia*
    27'. Lâmina com ápice não emarginado.
     29. Espigas até 2,5 cm compr.
      30. Folhas 3-verticiladas com lâmina elíptica, elíptico-obovada; pedúnculo com tricomas mais longos que o dos ramos .... 5. *P. catharinae*

30'. Folhas 4-verticiladas com lâmina ovada, rômbico-ovada, rômbico-elíptica; pedúnculo com tricomas do mesmo tamanho que o dos ramos .... 26. *P. tetraphylla* var.

29'. Espigas além de 2,5 cm compr.

31. Folhas alternas na base, opostas a ocasionalmente 3–4 verticiladas no ápice dos ramos .... 16. *P. mandioccana*

31'. Folhas 3–8 verticiladas.

32. Lâmina oblonga, oblongo-lanceolada; fruto com estigma subapical .... 10. *P. galioides*

32'. Lâmina rômbico-lanceolada a rômbico-obovada; fruto com estigma apical

33. Lâmina foliar 0,3–0,6 cm larg.; espigas 5–9,5 cm compr. .... 28. *P. trineura*

33'. Lâmina foliar 0,8–1,5 cm larg.; espigas 7–14 cm compr. .... 29. *P. trineuroides*

25'. Lâmina além de 2,5 cm compr.

34. Ramos e lâmina com tricomas; folhas opostas ou 3-verticiladas, as da base diferentes das do ápice .... 4. *P. blanda*

34'. Ramos e lâmina glabros; folhas 3–5 verticiladas, as da base iguais as do ápice.

35. Lâmina crassa a coriácea, margem revoluta; pedúnculo 2–5 cm compr., glabro .... 23. *P. rubricaulis*

35'. Lâmina cartácea a membranácea, margem plana; pedúnculo 1–2 cm compr., hirtelo .... 18. *P. megapotamica*

1. *Peperomia alata* Ruiz & Pav., Fl. Peruv. 1: 31, tab. 48, fig b. 1798. Fig. 1a-d.

Erva ca. 30 cm alt., epífita ou rupícola, semi ciófila, glabra; ramos decumbentes, alados, suculentos, glandulosos. Folhas alternas; pecíolo 0,5–1 cm compr., canaliculado; lâmina 5–8(–11) × 2–4,2 cm, lanceolada, elíptico-lanceolada, ovado-lanceolada, base aguda, ápice acuminado ciliado, cartácea, discolor, nítida na face adaxial, castanho-glandulosa na abaxial, margem plana; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3–5. Espigas 7–3 (–20) × 0,1 cm, axilares, ou terminais, solitárias, prostadas na lâmina, verde-claras; pedúnculo 0,5–1,5 (–2) cm compr.; raque foveolada, lisa; flores dispostas de forma pouco densa; bractéola arredondado-peltada, glandulosa, glabra de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., globoso-ovóide, ápice com escudo oblíquo, glanduloso, marrom-acastanhado, pouco imerso na raque; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: Antilhas, Cuba, América Central, Colômbia, Venezuela, Guianas, Suriname, Equador, Peru e Bolívia. No Brasil ocorre em Roraima, Amazonas, Distrito Federal, Goiás, Paraná, Santa Catarina e em todos os estados da Região Sudeste. No Rio de Janeiro é encontrada em remanescentes florestais. No Parna do Itatiaia ocorre de forma pouco frequente na floresta ombrófila densa montana e alto-montana, em altitudes que variam de 600–1.100 m.

Material selecionado: caminho para o Véu de Noiva, 1.100 ms.m., 12.X.1977, fl., *G. Martinelli & P. Maas 3250* (RB); picada Macieiras, matas secundárias, 1.050-1.250 ms.m., 30.IV.1985, fl. e fr., *G. Martinelli et al. 10748* (RB, SI e US *n.v.*); trilha do Hotel Simon para os Três Picos, 1.100 ms.m., 22° 15' 28"S 44° 34' 45"W, 14.II.1995, fl. e fr., *J.M.A. Braga et al. 2002* (RB); ponte do Maromba, próximo do estacionamento, margem do rio Campo Belo, 22° 15' 28"S 44° 34' 45"W, 1.050 ms.m., 28.III.1995, fl. e fr., *J.M.A. Braga et al. 2285* (RB, F, GUA, HUA e RUSU *n.v.*); encosta a direita (descendo) do rio Taquaral, 22° 15' 28"S 44° 34' 45"W, 660–720 ms.m., 31.V.1995, fl., *J. M. A. Braga et al. 2421* (RB, HUA e RUSU *n.v.*); próximo ao rio que fica ao lado do alojamento III, 4.VI.2005, fl. e fr., *D. Monteiro & G. Santos 113* (BHCB, RB); trilha para a cachoeira Poranga, 6.VI.2005, fl., *D. Monteiro & G. Santos 138* (RB, S).

Figura 1 – a-d. *Peperomia alata* Ruiz & Pav. – a. hábito; b. ápice da lâmina ciliado; c. parte do ramo alado; d. ramo alado em corte transversal. e-h. *P. arifolia* Miq. – e. hábito; f. lâmina peltada em detalhe; g. espiga em frutificação; h_1. fruto em visão anterior, mostrando o estigma apical fendido; h_2. fruto em visão posterior. (a-d *Braga 2938*; e-f *Monteiro 90*; g-h *Braga 1560*).

Os ramos alados e decumbentes, folhas grandes, lanceoladas, elíptico-lanceoladas a ovado-lanceoladas, tornam fácil o reconhecimento de *Peperomia alata* no campo. Em material seco, por vezes, a visualização da ala do caule é dificultada, o que se resolve com a fervura de parte do ramo. O comprimento das espigas nos espécimes da região é maior do que o encontrado por Ichaso & Guimarães (1984) e Yuncker (1974). Burger (1971) considera por vezes a ocorrência de folhas opostas, o que não foi observado nos espécimes brasileiros, bem como um pseudopedicelo nos fruto em estágios mais avançados. O nome do táxon vem do latim *alatus*, em referência ao caule alado. Floresce e frutifica de novembro a junho.

2. *Peperomia arifolia* Miq., Syst. Piperac. 1: 72. 1843. Fig. 1e-h

Erva 24–50 cm alt., terrestre ou rupícola, umbrófila, glabra; ramos eretos, cilíndricos, carnosos, não alados, vináceos, sulcados quando secos. Folhas alternas; pecíolo 8–15 cm compr., canaliculado; lâmina 7–12 × 4,5–9,5 cm, ovada, base cordada, com sinos abertos ou fechados, às vezes peltada, ápice obtuso à agudo, cartácea à translúcido-membranácea, discolor, moderada a densamente castanho-glandulosa na face adaxial, margem plana, eciliada; padrão de nervação misto, campilódromo-broquidódromo; nervuras 9–11, ascendentes. Espigas 5–12 × 0,2–0,3 cm, axilares ou terminais, solitárias, flexuosas, brancas quando jovens; pedúnculo 7–10 cm compr., vináceo; raque foveolada, lisa; flores densamente dispostas; bractéola ovado-arredondado, peltada, com numerosas glândulas castanhas, glabra, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., globoso, ápice mamiliforme, castanho-avermelhado, pouco imerso na raque, papiloso; estigma apical, por vezes fendido.

Distribuição geográfica e habitat: Bolívia, Paraguai e Argentina. No Brasil, em Goiás, Bahia, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Distrito Federal e todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. No Parna do Itatiaia é encontrada na floresta ombrófila densa montana.

Material selecionado: lote 28, 5.II.1948, fl., *A. C. Brade 18827* (RB); próximo Registro, 14.XI.1954, fl., *A. C. Brade & Pabst s.n.* (HB-10277); ponte do Maromba, proximidade das margens do rio Campo Belo, 22°15'28"S 44°34'45"W, 1.100 ms.m., 4.XII.1996, fl. e fr., *J. M. A. Braga et al. 3725* (RB); trilha para a cachoeira Véu de Noiva, 1.200 ms.m., 10.VIII.2004, fl., *D. Monteiro et al. 62* (RB); trilha em direção a cachoeira do Itaporoni, 2.XII.2006, fl. e fr., *D. Monteiro & A. C. Giannerine 209* (RB); trilha para os Três Picos, próximo ao primeiro córrego, 3.XII.2006, fl. e fr., *D. Monteiro & A. C. Giannerine 231* (RB, S).

Peperomia arifolia caracteriza-se pelas folhas grandes e cordadas, nítidas na face adaxial e as espigas longas e brancas, o que torna a planta bastante ornamental, como já citado por Corrêa (1984). O exemplar *Brade 18827* estava depositado no herbário RB como *Peperomia gardneriana* Miq. e foi citado por Yuncker (1974) como *P. serpentarioides* Miq.; o material na verdade é *P. arifolia*, que difere das espécies supramencionadas principalmente por estas apresentarem o fruto sulcado e as folhas não peltadas de ápice agudo-acuminado, respectivamente. Ichaso & Guimarães (1984) observaram a presença de papilas agudas na face ventral da lâmina foliar o que a torna levemente escabra, além de serem as flores dispostas subhelicoidalmente; o pedúnculo também é de tamanho um pouco maior nos materiais analisados pelas autoras. O nome do táxon vem do latim *arum* (anel) e *folium* (folha), em referência à forma das folhas ovado-cordadas. Floresce e frutifica de agosto a fevereiro.

3. *Peperomia augescens* Miq., Arch. Neerl. Sci. Exact. Nat., 6: 171. 1871. Fig. 2a-b

Erva 14–25 cm alt., estolonífera, rupícola ou terrestre, umbrófila ou semi-ciófila, glabra; ramos eretos ou ascendentes, cilíndricos, suculentos, não alados, vináceos, sulcados quando secos, glabros. Folhas alternas; pecíolo 0,6–1 cm compr., canaliculado, sem linha de tricomas; lâmina 2,5–6,5 × 1,5–3 cm, rômbico-ovada, ovada, ovado-oblonga, lanceolada,

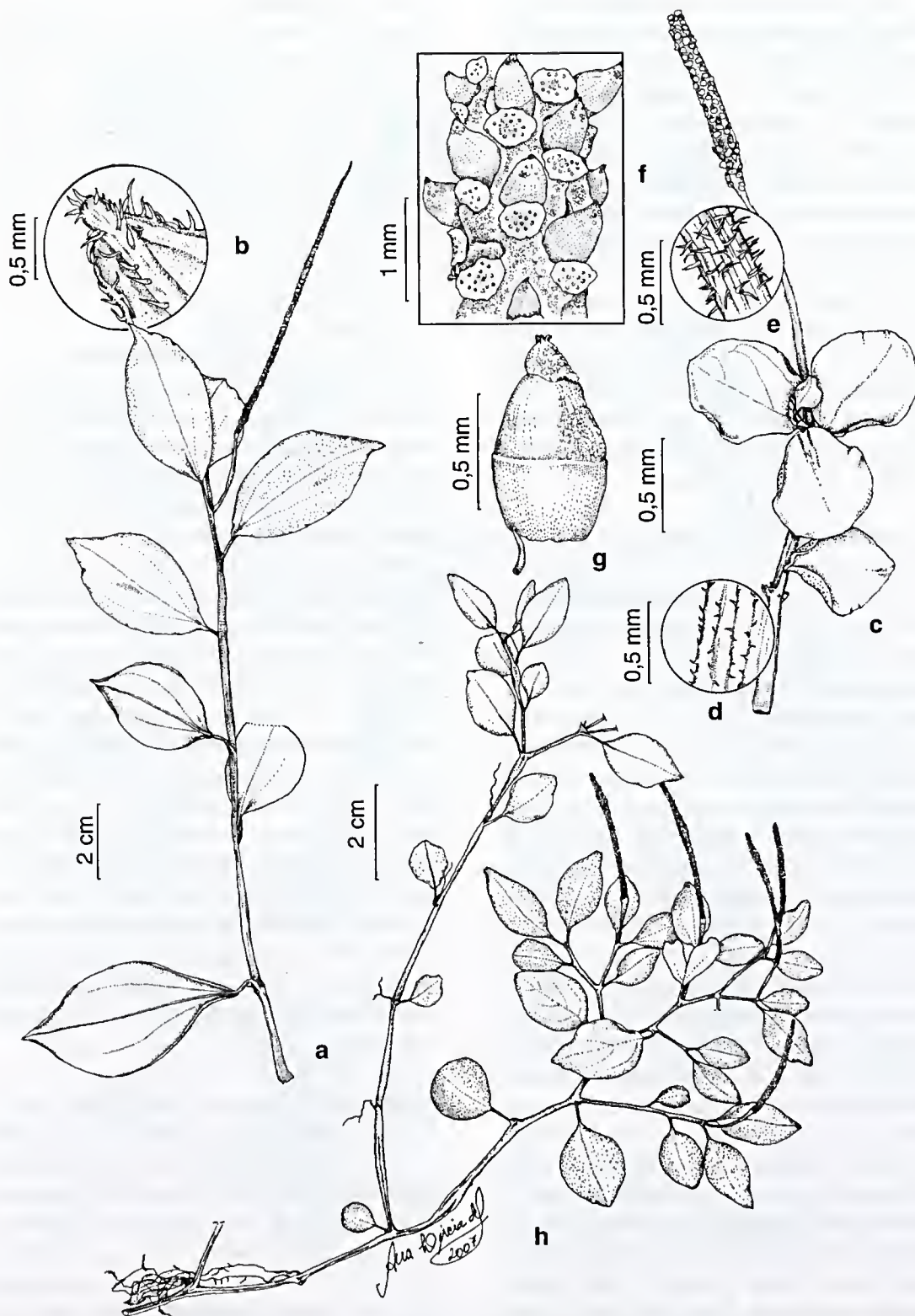



Figura 2 – a-b. *Peperomia augescens* Miq. – a. hábito; b. ápice da lâmina cerdoso. c-g. *P. catharinae* Miq. – c. hábito; d. tricomas do ramo; e. tricomas do pedúnculo; f. detalhe da espiga em frutificação; g. fruto. h. *P. clivicola* Yunck. – h. hábito. (a *Monteiro 128*; b *Monteiro 130*; c-g *Monteiro 56*; h *Lima 334*).

lanceolado-oblonga, base aguda, cuneada, não peltada, ápice agudo-acuminado, cerdoso, não emarginado, papirácea, não translúcida, discolor, nítida na face adaxial, esparsamente castanho-glandulosa na face abaxial, margem plana, eciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, camptódromo; nervuras 3, impressas na face adaxial, na abaxial proeminentes e vináceas. Espigas 7–15 × 0,1–0,2 cm, terminais, solitárias, eretas ou flexuosas, verde-claras; pedúnculo 1–1,6 cm compr.; raque foveolada, lisa; flores dispostas de forma pouco densa; bractéola arredondado-peltada, castanho-glandulosa, de margem inteira. Fruto ca. 1,5 mm compr., globoso-ovóide, ápice com escudo oblíquo, castanho-avermelhado a negro, glanduloso, pouco imerso na raque quando maduro; estigma subapical.
Distribuição geográfica e habitat: Brasil nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná. A espécie, com distribuição restrita e esparsa é difícil de ser encontrada. No Rio de Janeiro, há registro apenas para o Parna do Itatiaia na floresta ombrófila densa montana.
Material selecionado: Maromba, 1.100 ms.m., 13.II.1945, fl., *A .C. Brade 17436* (RB); picada Barbosa Rodrigues, 25.II.1950, fl. e fr., *A. C. Brade s.n.* (RB-69192); trilha para a cachoeira Véu de Noiva, 4.VI.2005, fl., *D. Monteiro & G. Santos 128* (RB); trilha na margem do Lago Azul, descendo antes da ponte, 17.III.2006, fl., *D. Monteiro et al. 148* (RB).

Peperomia augescens havia sido coletada pela última vez na região em 1950 por Brade. O táxon pode apresentar problemas na identificação, principalmente em material herborizado, devido a grande variação na forma e no tamanho das lâminas foliares nas fases de desenvolvimento. No Parna do Itatiaia, exemplares jovens apresentaram pouca ou nenhuma variação foliar; nos mais desenvolvidos, ao contrário, percebe-se a variação num mesmo ramo, por vezes nas folhas do ápice com relação às da base. Quando materiais apenas com folhas lanceoladas ou lanceolado-oblongas são coletados, pode-se confundir o táxon com *P. alata* em estado jovem. As espécies se diferenciam, porém, pelo caule não alado e pelas folhas menores e não ciliadas em *P. augescens*. O táxon também se aproxima de *P. velloziana*, diferindo pelo padrão de nervação. Miquel (1871) cita que *P. augenscens* apresenta "folhas inferiores muito menores obovado- elípticas, as demais ovado-oblongo-lanceolada". Algumas plantas coletadas na região apresentam uma variação semelhante, com folhas inferiores rômbico-ovadas de 3,7 × 2,7 cm e superiores lanceolado-oblongas de 4–6,5 × 1,9–2,7 cm. O nome do táxon vem do latim *augesco*, que quer dizer começar a crescer, multiplicar-se, provavelmente relacionado ao crescimento estolonífero da planta. Coletada com flor em fevereiro, março e junho; com fruto apenas em fevereiro.

4. *Peperomia blanda* (Jacq.) Kunth, Nov. Gen. Sp. 1: 67. 1815.

Erva 20-40 cm alt., epífita ou rupícola, umbrófila ou heliófila; ramos eretos, cilíndricos, suculentos, vináceos, ligeiramente sulcados quando secos, castanho-glandulosos, moderada a densamente curto vilosos, tricomas ca. 0,5 mm compr., acastanhados. Folhas opostas ou 3 verticiladas; pecíolo 5–13 mm compr., canaliculado, densamente viloso; lâmina 2,5–6 × 1,5–2,5 (–3) cm, elíptica, elíptico-lanceolada, rômbico-elíptica, obovada, as da base diferente das do ápice, base aguda, decurrente, ápice agudo a acuminado, cartácea, translúcida, discolor, densamente castanho-glandulosa na face abaxial, com tricomas vilosos em ambas as faces, na face adaxial moderadamente dispostos em toda a lâmina, na abaxial ao longo das nervuras, margem plana, ciliada na metade superior em direção ao ápice; padrão de nervação misto, acródromo basal, camptódromo; nervuras 5–7, vináceas na face abaxial, bem como algumas partes da lâmina. Espigas 4,5–9 × 0,1 cm, axilares ou terminais, 1–3, eretas; pedúnculo 1–2 cm compr., esparsa a moderadamente viloso; raque pouco verrucosa, glabra, castanho-glandulosa, com flores esparsamente dispostas; bractéola arredondada, peltada, glabra, castanho-glandulosa, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., globoso-ovóide, ápice com escudo oblíquo, negro, papiloso, pouco imerso na raque quando maduro, sem pseudocúpula basal; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: Havaí, Jamaica, México, Américas Central e do Sul, exceto Belize, Peru e Uruguai. No Brasil ocorre em Roraima, Ceará, Pernambuco, Bahia, Mato Grosso, Distrito Federal e todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. No Parna do Itatiaia ocorre na floresta ombrófila densa em altitudes de 800 a 1.800 m.

Material selecionado: Monte Serrat 800 ms.m., 20.V.1935, fl. e fr., *A. C. Brade 14635* (RB); picada Barbosa Rodrigues, 25.II.1950, fl. e fr., *A. C. Brade 20192* (RB); sobre pedras em uma picada na mata, 16.II.1954, fl., *H. Monteiro s.n.* (RBR 16189); subida para o planalto, ca. 1.800 ms.m., 12.IV.1977, fl., *G. Martinelli 1598* (RB); picada Campos Porto, 700-800 ms.m., 25.IV.1983, fl. e fr., *G. Martineli & A. Chautems 9244* (RB); lote 22, casa 15, 22°15'28"S 44°34'45"W, 13.III.1995, fl. e fr., *R. Guedes et al. 2499* (RB, S, SP); próximo a ponte do Lago Azul, 4.VI.2005, fl. e fr., *D. Monteiro & G. Santos 115* (RB).

Os caracteres diagnósticos de *Peperomia blanda* são a filotaxia oposta ou 3-verticilada, os tricomas vilosos de moderada a densamente distribuídos nos ramos, em ambas as faces da lâmina e o tamanho das espigas. A grande variação na forma e tamanho da lâmina desta espécie, devido fatores ambientais, foi a causa atribuída por Yuncker (1974) a descrição de outros táxons que na verdade podem representam diferentes fases desta variação. Esta consideração demonstra a necessidade de mais estudos para sanar dúvidas quanto à taxonomia desta espécie que se constitui um complexo e para a qual são atualmente assinaladas 17 variedades. O nome do táxon vem do latim *blanda*, que significa branda, atrativa, de aparência agradável. Floresce e frutifica de fevereiro a junho.

5. *Peperomia catharinae* Miq., Syst. Piperac. 1: 127. 1843. Fig. 2c-g

Erva ca. 6 cm alt., epífita, estolonífera, semi ciófila; ramos eretos, cilíndricos, hirtelo ou glabrescentes. Folhas 3 verticiladas; pecíolo 1–2 mm compr., canaliculado, hirtelo; lâmina 6–9 × 4–6 mm, elíptica, elíptico-obovada, base aguda à obtusa, ápice arredondado à obtuso, não emarginado, cartácea quando seca, levemente discolor, densamente castanho glandulosa na face abaxial, glabra em ambas as faces, margem plana, hirta a glabrescente; padrão de nervação misto, acródromo basal, camptódromo; nervuras 3, pouco perceptíveis. Espigas 7–10 × 1 mm, terminais, solitárias, eretas, verde-claras; pedúnculo 11–16 mm compr., com tricomas hirtos, rígidos, mais longos que o dos ramos; raque densamente verrucosa, foveolada, glabra; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-pelatada, densamente amarelo-glandulosa, com margem irregular, papilosa. Fruto 0,5–1 mm compr., oblongo-ovóide a elíptico, com ápice agudo, pouco imerso na raque, acastanhado, pseudo-pedicelado, pseudocúpula basal aparente, ocupando a metade inferior; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Uruguai, Argentina e Brasil, em todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. No Parna de Itatiaia ocorre na floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: na margem da estrada da sede para o centro de visitantes, 9.VIII.2004, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 56* (RB).

Material adicional examinado: SANTA CATARINA: sem localidade, s.d., fl. e fr., *C. B. Gaudichaud 282* (Isótipo P, foto).

Peperomia catharinae é pela primeira vez assinalada para o Parna do Itatiaia. Caracteriza-se por ser uma erva delicada, com tricomas dos ramos menores que os do pedúnculo, com folhas crassas e pequenas. Yuncker (1953, 1974) observou a ocorrência de 3–4 folhas no nó à ocasionalmente duas na parte inferior, lâminas glabras ou esparsamente puberulenta em ambas as faces e espigas de tamanho maior, 1–2(–2,5) cm compr. Guimarães *et al.* (1985) observaram até 4 folhas por nó e a raque papilosa nos espécimes da Serra dos Órgãos. O nome do táxon é uma referência à localidade da coleta do material-tipo. Coletada com flor e fruto apenas em agosto.

6. *Peperomia clivicola* Yunck., Bol. Inst. Bot. (São Paulo) 3: 158, fig. 142. 1966. Fig. 2h

Erva 10–25 cm alt., epífita ou rupícola, estolonífera, semi-umbrófila; ramos prostados,

cilíndricos, vináceos, densamente hirtelos. Folhas alternas, ocasionalmente opostas; pecíolo 3–5 mm compr., canaliculado, moderada a densamente hirtelo; lâmina 1,5–3 × 0,6–1,5 cm, ovada, ovado-elíptica, elíptica, elíptico-oblonga, base aguda, não cordada, ápice agudo a acuminado, cartácea, discolor, densamente castanho glandulosa em ambas as faces, esparsamente hirtela a glabrescente na face adaxial, moderada a esparsamente hirta ao longo da nervura central na face abaxial, margem plana; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Espigas 2,5–3,5 × 0,1 cm, terminais, solitárias, eretas, verde-claras; pedúnculo 7–12 mm compr., moderadamente hirto; raque foveolada, moderadamente verrucosa, glabra; bractéola arredondado-peltada, densamente castanho-glandulosa, glabra, margem inteira ou ligeiramente irregular; flores densamente dispostas. Fruto ca. 5 mm globoso, ovóide a elíptico-ovóide, com ápice agudo, não rostrado, acastanhado, pouco imerso na raque, com pseudocúpula basal acima da porção mediana; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil nos estados do Espírito Santo, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina. No Rio de Janeiro é encontrada apenas nos Parques Nacionais do Itatiaia e da Serra dos Órgãos. Na área em estudo ocorre de forma esparsa na floresta ombrófila densa, de 450 a 1.900 m de altitude. Segundo Guimarães *et al.* (1985), a planta também é pouco freqüente nas mesmas altitudes no Parna da Serra dos Órgãos.

Material selecionado: sem localidade, 18.VII.1902, *P. Dusén 763* (Holótipo R); lote 31, 24.IX.1918, fl., *C. Porto 739* (Parátipo RB); Serra do Itatiaia, 1.200 ms.m., 27.VI.1930, fl., *A. C. Brade 10248* (Parátipo R); Maromba, trilha para a cachoeira Véu de Noiva, margem do rio Maromba, 22°15'28"S 44°34'45"W, 1.100 ms.m., 15.IX.1994, fl., *R. Guedes et al. 2458* (RB); trilha para cachoeira Itaporoni, 1.050 ms.m., 15.IX.1994, fl., *R. Guedes et al. 2480* (RB); trilha do hotel Simon para os Três Picos, 22°15'28"S 44°34'45"W, 1.500 ms.m., 15.IX.1994, fl., *M. P. M. Lima et al. 334* (RB); Maromba, cachoeira Itaporoni, margem do rio Campo Belo, 22°15'28"S 44°34'45"W, 1.100-1.150 ms.m. 15.IX.1994, fl., *M. P. M. Lima et al. 335* (RB, HUA *n.v.*).

Peperomia clivicola é de difícil determinação, por sua semelhança com *P. corcovadensis*. Yuncker (1974) comparou-a a *P. corcovadensis* f. *longifolia* (Dahlst.) Yunck., diferindo pelas partes mais densamente hirtelas, folhas mais lanceoladas e largas, com a nervura central da face abaxial hirtela. O autor observou ainda uma filotaxia ocasionalmente oposta, raque pouco verrucosa e bractéola com margem menos irregular. A análise de materiais da região, de outras localidades e de tipos nomenclaturais, mostram sobreposição destes caracteres que parecem assim, formar um complexo que está sendo analisado. O nome do táxon deriva do latim *clivus* (encosta) e *íncola*, (habitante, nativo de), referindo-se ao habitat da planta, em encostas da Serra do Itatiaia. Floresce e frutifica de junho a setembro.

7. *Peperomia corcovadensis* Gardner, Hooker's J. Bot. Kew Gard. Misc. 1: 187. 1842.

Erva 6–15 cm alt., epífita ou rupícola, estolonífera, semi-ciófila; ramos prostados, ascendentes, cilíndricos, carnosos, sulcados quando secos, vináceos nos nós, com tricomas hirtelos, diminutos. Folhas alternas; pecíolo 3–4 mm compr., canaliculado, hirtelo; lâmina 1–2,5 × 0,6–1,5 cm, ovado-lanceolada, elíptico-lanceolada, ovado-elíptica, base aguda, não cordada, ápice agudo, suculenta, papirácea quando seca, discolor, moderadamente castanho-glandulosa na face abaxial, nítida e glabra na face adaxial, face abaxial esparsamente hirtela a hirta ao longo da nervura principal a glabrescente, margem plana, hirtela ou glabrescente; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Espigas 2–4,5 × 0,1 cm, terminais, solitárias, eretas, verde-claras; pedúnculo 14–18 mm compr., hirto; raque moderada a densamente verrucosa, foveolada, glabra, moderadamente glandulosa; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-peltada, densamente amarelo-glandulosa, glabra, com margem irregular. Fruto 0,3–1 mm, elíptico-ovóide a elíptico, com ápice agudo, não rostrado, acastanhado, profundamente imerso na raque, ocultando a

pseudocúpula que se dispõe pouco abaixo ou até a porção mediana e se apresenta nítida e viscosa; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil em todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. No Rio de Janeiro ocorre com freqüência em remanescentes florestais. No Parna do Itatiaia é encontrada na floresta ombrófila densa montana e alto montana.

Material selecionado: picada do Maromba, 8.X.1945, fl. e fr., *A. Barbosa 90* (RB); lote 50, 4.II.1948, fl., *A. C. Brade 18814* (RB, NY *n.v.*); idem, 4.II.1948, fl. e fr., *A. C. Brade 18818* (RB – parátipo de *P. corcovadensis f. latifolia* Yunck.); Macieiras, 1.900 ms.m., 28.II.1950, fl. e fr., *A. C. Brade 20238* (RB); Taquaral, encosta a direita (descendo) do rio Campo Belo, 22°15'28"S 44°34'45"W, 660 ms.m., 2.VIII.1995, fl., *J. M. A. Braga et al. 2616* (RB); nas margens do rio Campo Belo, abaixo do Lago Azul, 22°15'28"S 44°34'45"W, 800 ms.m., 13.IX.1995, fl., *J. M. A. Braga et al. 2801* (RB); trilha para o Véu de Noiva, 1.200 ms.m., 10.VIII.2004, fl., *D. Monteiro et al. 63* (RB); trilha para os Três Picos, 1.080 ms.m., 22°26'16"S 44°36'49"W, 10.VIII.2004, fl., *D. Monteiro et al. 64* (RB); trilha para a cachoeira do Itaporoni, 23.X.2004, fl., *D. Monteiro et al. 91* (RB); Maromba, trilha depois da cachoeira do Escorrega, 1.021 ms.m., 9.III.2005, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 100* (RB).

Material adicional examinado: RIO DE JANEIRO: Corcovado, s.d., fl., *G. Gardner 119/2* (Holótipo BM, foto).

Peperomia corcovadensis caracteriza-se pelas espigas eretas, verde-claras com raque verrucosa, ramos hirtelos, filotaxia alterna e lâminas ovado-lanceoladas, elíptiço-lanceoladas a ovado-elípticas. As formas *P. corcovadensis* f. *latifolia* Yunck. e *P. corcovadensis* f. *longifolia* (Dahlst.) Yunck. não são consideradas e serão posteriormente analisadas, devido à grande variabilidade na forma e tamanho da lâmina, observada muitas vezes no mesmo material, o que dificulta a conceituação e interfere na manutenção das formas. As variações são aqui consideradas plasticidades, como já comentava Yuncker (1974), que sugere ser em decorrência de influências ambientais. O nome do táxon é relacionado à localidade da coleta típica, no Morro do Corcovado, Rio de Janeiro. Floresce e frutifica praticamente todo o ano.

8. *Peperomia crinicaulis* C.DC., Annuaire Conserv. Jard. Bot. Genève 2: 286. 1898.

Fig. 3d-h

Erva 12–20 cm alt., epífita, estolonífera, umbrófila; ramos prostados ou pendentes, quadrangulares, carnosos, angulosos e profundamente sulcados quando secos, moderada a densamente longo vilosos, tricomas 1–2,5 mm compr. Folhas 3-verticiladas; pecíolo 0,1–0,15 cm compr., canaliculado, viloso; lâmina 7–9 mm diâm., orbicular a ovado-orbicular, base arredondada, ápice obtuso a arredondado, ciliada, cartácea, discolor, translúcida, moderada a densamente vilosa em ambas as faces, margem plana; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3–5, mais comumente 3. Espigas 1–2,5 × 0,1 cm, terminais, solitárias, flexuosas, verde-claras; pedúnculo 1,5–2,5 cm compr., moderadamente viloso; raque densamente verrocusa, foveolada, glandulosa, glabra; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-peltada, glandulosa, glabra, com margem irregular. Fruto ca. 5 mm compr., globoso-ovóide, com ápice agudo, profundamente imerso na raque, castanho-glanduloso, pseudocúpula aparente, disposta muito acima da porção mediana; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil em todos os estados da Região Sudeste e no Paraná. No Rio de Janeiro é rara, tendo sido coletada somente entre Paty do Alferes, Petrópolis e no Parna do Itatiaia onde ocorre em floresta ombrófila densa montana e alto-montana, em altitudes de 570 a 1.700 m.

Material examinado: Maromba, 1.700 ms.m., 20.II.1945, fl., *A. C. Brade 17470* (RB); cachoeira do Itaporoni, 1.100 m.sm., trilha a direita da cachoeira, 1.VI.2006, fl., *J. P. S. Condak et al. 460* (RB); trilha para o Alto dos Brejos, 28.X.2006, st., *D. Monteiro et al. 194* (RB); trilha para os Três Picos, no início da trilha, 3.XII.2006, fl., *D. Monteiro & A. C. Giannerine 230* (RB).

Material adicional examinado: SÃO PAULO: São José do Barreiro, Parque Nacional da Bocaina, trilha do ouro, mata de fundo de vale, 18.VII.1994, fl. e fr., *L. Rossi & E. Catharino 1594* (RB, SP *n.v.*); RIO DE JANEIRO: Petropolis, 15.VI.1875, st., *A. F. M. Glaziou 8942* (G Holótipo, foto *apud* Yuncker 1974; P Isótipo, foto).

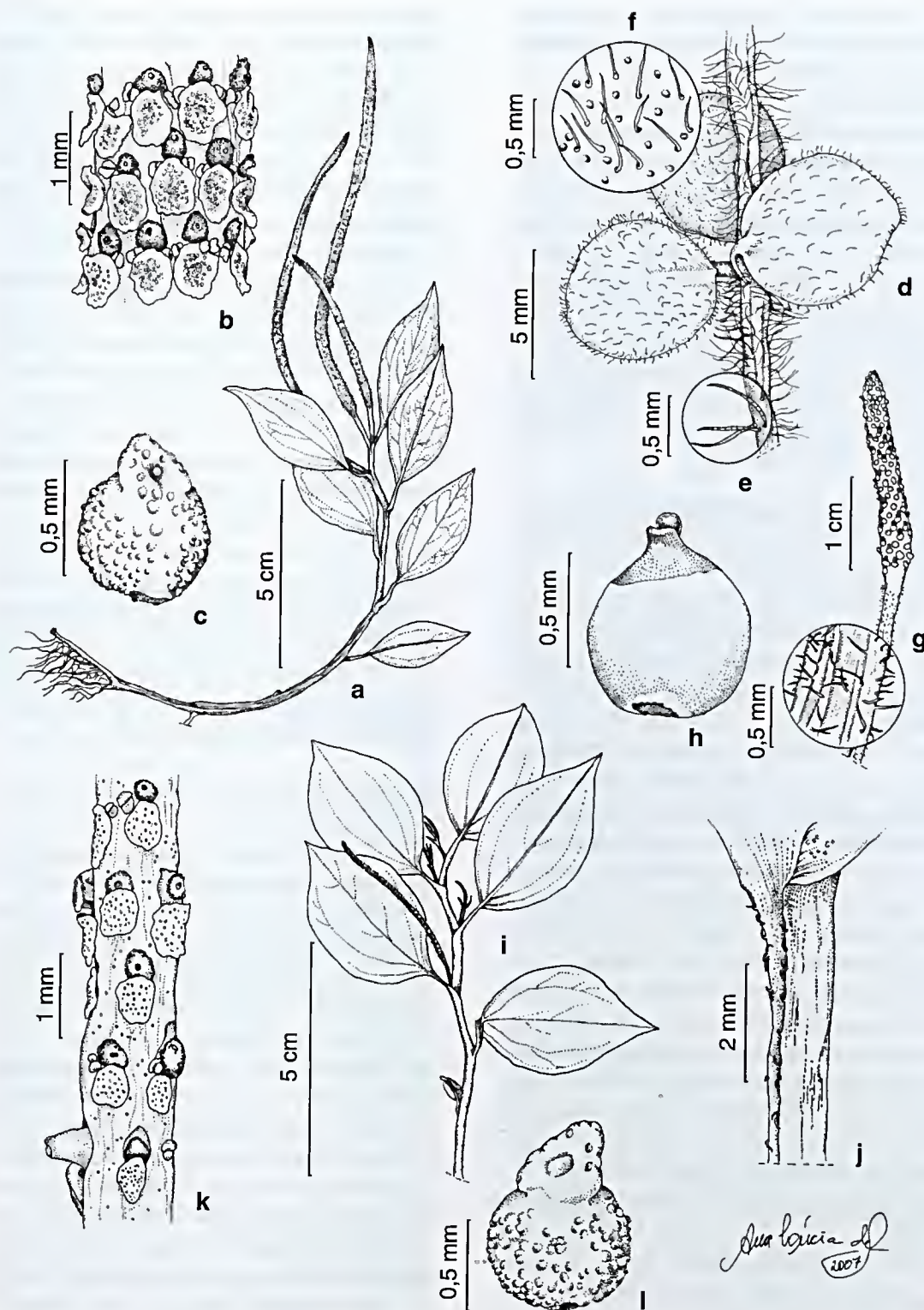



Figura 3 – a-c. *Peperomia diaphanoides* Dahlst. – a. hábito; b. parte da espiga em floração; c. fruto. d-h. *P. crinicaulis* C.DC. – d. ramo; e. tricomas do ramo; f. tricomas da lâmina foliar; g. espiga em floração e detalhe dos tricomas do pedúnculo; h. fruto. i-l. *P. glabella* (Sw.) A. Dietr. var. *glabella*. – i. hábito; j. pecíolo com linha de tricomas; k. parte da espiga em floração; l. fruto. (a-c *Dusén 761*; d-g *Condack 460*; h *Rossi 1594*; i-l *Dusén 760*).

Peperomia crinicaulis é caracterizada pelos longos tricomas, profusamente distribuídos no caule e nas folhas orbiculares a ovado-orbiculares. Segundo Yuncker (1974) a margem da bractéola apresenta-se algumas vezes fimbriada ou mais ou menos setosa, o que não foi observado nos materiais examinados, onde se viu apenas irregularidades. Medeiros (2006), encontrou no Parque Estadual de Ibitipoca espécimes com folhas revolutas e com espigas e pedúnculo menores (até 1,8 cm e 1,4 cm compr., respectivamente), sendo o táxon pouco freqüente na região. O nome deriva do latim *crinis* (pêlo duro como crina), com referência ao tipo de tricoma. Coletada com flor nos meses de fevereiro, junho e dezembro.

9. *Peperomia diaphanoides* Dahlst., Kongl. Svenska Vetensk. Acad. Handl. 33 (2): 112, tab 10, fig. 3 e 4. 1900. Fig. 3a-c

Erva 13–16 cm alt., epífita, estolonífera, esparsamente glandulosa, glabra; ramos eretos, cilíndricos, não alados, ligeiramente sulcados quando secos. Folhas alternas; pecíolo 5–8 mm compr., canaliculado, sem linha de tricomas; lâmina 3–5 × 1,4–2(2,4) cm, ovada, ovado-elíptica, base aguda, decurrente, não peltada, ápice agudo-acuminado, cerdoso, não emarginado, membranácea quando seca, translúcida, esparsamente castanho-glandulosa, margem plana, ciliada acima da porção mediana até o ápice; padrão de nervação misto, acródromo basal, camptódromo; nervuras 3–5. Espigas 6–11 × 0,1–0,2 cm terminais, 1–3, eretas; pedúnculo 9–13 mm compr.; raque foveolada, lisa; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-peltada, glandulosa de margem inteira. Fruto 0,5–1 mm compr., globoso-ovóide, ápice com escudo oblíquo, pouco imerso na raque, marrom-castanhado; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil, nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Rio Grande do Sul. O Parna do Itatiaia constitui o único registro do táxon no estado do Rio de Janeiro.

Material examinado: Serra do Itatiaia, ca. 800 ms.m., 18.VII.1902, fl. e fr., *P. Dusén 761* (R); serra do Itatiaia, sítio do Walter, IV.1926, fl., *A. J. Sampaio 4163* (R).

Material adicional examinado: RIO GRANDE DO SUL, Santo Ângelo, 31.I.1893, fl., *G. O. A. Malme 522* (Holótipo S, foto).

Peperomia diaphanoides se assemelha a *P. hilariana*, da qual difere pela ausência de tricomas, espigas maiores e pedúnculos menores. A espécie é pouco representada nas coleções, tendo sido pela última vez coletada na região no início do século XX. Yuncker (1974) examinou poucos materiais, que datam da mesma época, tendo observado tricomas na margem da lâmina em direção ao ápice e espigas menores. Dahlstedt (1900) descreveu uma diferença na forma e tamanho das folhas inferiores e superiores, sendo estas menores e magnas respectivamente, o que não foi observado nos espécimes do Parna. Medeiros (2006) encontrou a espécie entre 1.200–1.500 ms.m., com 15–30 cm alt., com folhas revolutas diferente dos exemplares aqui examinados. O nome do táxon vem do latim *diaphanus* (transparente) e *oides* (semelhante a), relacionado à semelhança com *P. diaphana* e por apresentar folhas translúcido-membranáceas, quando secas. Floresce e frutifica de abril a julho.

10. *Peperomia galioides* Kunth, Nov. Gen. Sp. 1: 71, tab. 17. 1815.

Erva ca. 20 cm alt, terrestre ou rupícola, umbrófila ou heliófila; ramos eretos ou ascendentes, com di ou tricotomia, suculentos, cilíndricos, ligeiramente vináceos na sombra e amarelados quando ao sol, anguloso-sulcados quando secos, moderada a densamente hirtelo a glabrescentes. Folhas 3–7 verticiladas, curto pecioladas, pecíolo ca. 1 mm compr., canaliculado, hirtelo; lâmina 1–2,2 (–3) × 0,3–0,5 cm, oblonga, oblongo-lanceolada, base aguda, ápice obtuso, cerdoso, não emarginado, cartácea a membranácea, discolor, densamente amarelo-castanho-glandulosa em ambas as faces, face adaxial glabrescente ou com tricomas hirtos esparsamente dispostos ao longo das nervuras, face abaxial glabra, margem plana; padrão de nervação misto, acródromo basal, camptódromo; nervuras 3. Espigas 3–8 × 0,1 cm, terminais, 1–5, eretas ou flexuosas, verde-claras; pedúnculo

3–5 mm compr., hirtelo; raque foveolada, lisa, glabra; flores esparsas; bractéola arredondado-peltada, amarelo-glandulosa, glabra, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., ovóide, ápice com escudo oblíquo, pouco imerso na raque, acastanhado; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: México, Antilhas, América Central, Colômbia, Venezuela, Equador, Ilhas Galápagos, Peru e Bolívia. No Brasil ocorre em Roraima, Bahia, Goiás e em todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. No Rio de Janeiro possui ampla distribuição e no Parna do Itatiaia ocorre na floresta ombrófila densa montana, alto-montana e nos campos de altitude.

Material selecionado: Serra do Itatiaia entre rochedos das Agulhas Negras, 30.XII.1895, fl., *E. Ule 276* (R); na base das Prateleiras, fl. e fr., 13.III.1960, fl. e fr., *H. F. Martins 105* (RB, GUA); planalto, 13.1.1961, fl., *H. E. Strang 339* (RB, GUA); abrigo Rebouças, 30.XII. 1966, fl., *H. Strang & A. Castellanos 795* (HB); Maromba, 3.II.1967, fl. e fr., *H. Strang & Castellanos 962* (HB); planalto, subida das Agulhas Negras, entre 2.400-2.500 ms.m., 6.II.1969, fr., *D. Sucre 4644* (RB); estrada Registro-Agulhas Negras, km 3-4, 12.III.1975, fr., *P. Occhioni 7095* (RFA); caminho para o Parque Nacional, via Engenheiro Passos, km 9,8, 18.II.1992, fl. e fr., *M. V. Alves et al. 662* (GUA); planalto, proximidades da guarita do IBAMA, 22°15'28"S 44°34'45"W, 2.300 ms.m., 24.1.1996, fl. e fr., *J. M. A. Braga et al. 3213* (RB, S); trilha Prateleiras, após pedra da tartaruga, 2.300 ms.m., 19.IV.2005, fl. e fr., *L. Freitas & I. A. Aximoff 923* (RB); estrada para o planalto, próximo a pousada Alcene, 2.375 ms.m., 22°22'10"S 44°42'73"W, 11.VIII.2004, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 78* (RB); trilha para a cachoeira Véu de Noiva, 4.VI.2005, fl., *D .Monteiro & G. Santos 127* (RB); planalto, dentro das ruínas do antigo posto meteorológico, próximo ao Macena, 11.VIII.2006, fl., *D. Monteiro et al. 183* (RB).

Peperomia galioides é uma espécie bem definida pelas lâminas oblongo-lanceoladas, 3–7 verticiladas e os ramos hirtelos. Segundo Langfield *et al.* (2004), a planta possui ação antibacteriana e antiparasítica. O nome do táxon vem do latim *galea*, que quer dizer capacete, provavelmente relacionado ao ápice oblíquo do fruto. Floresce e frutifica durante todo o ano.

11. *Peperomia glabella* (Sw.) A. Dietr. var. ***glabella***, Sp. Pl. 1: 156. 1831. Fig. 3i-l

Erva 15–25 cm alt., epífita, estolonífera, umbrófila, densamente negro-glandulosa glabra; ramos eretos ou decumbentes, cilíndricos, carnosos, não alados, acastanhados e ligeiramente vináceos nos nós, angulosos quando secos. Folhas alternas; pecíolo 6–10 mm compr., canaliculado, com linha de tricomas, que às vezes se estende por uma pequena porção do ramo; lâmina 2–5,5 × 1,4–2,9 cm, ovada, ovado-elíptica, ovado-lanceolada, base aguda a obtusa, não peltada, ápice agudo, acuminado, não emarginado cartácea, discolor, translúcida e densamente negro-glandulosa em ambas as faces, margem plana, eciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, camptódromo; nervuras 3, impressas na face adaxial. Espigas 6–9 × 0,1 cm, axilares ou terminais, 1–3, eretas, verde-claras; pedúnculo 7–13 mm compr.; raque lisa, foveolada, negro-glandulosa; flores esparsamente dispostas; bractéola elíptica a arredondada, peltada, densamente negro-glandulosa, de margem inteira. Fruto ca. 2 mm compr., ovado-elíptico, ápice com escudo oblíquo, pouco imerso na raque quando maduro, marrom-acastanhado; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: Flórida, México, Antilhas, América Central, Colômbia, Venezuela, Guiana Francesa, Suriname, Equador, Peru e Bolívia. Brasil, nos estados do Amapá, Pará, Ceará, Bahia, Espírito Santo, Rio de Janeiro São Paulo e Santa Catarina. No Parna do Itatiaia ocorre de forma esparsa na floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: Serra do Itatiaia, Monte Serrat, 13.VII.1902, fl., *P. Dusén 760* (R); trilha para os Três Picos, 22°26'16" S 44°36'49" W, ca. 1.080 ms.m., 9.VIII.2004, st., M. Carvalho-Silva 292 (RB); trilha em direção a cachoeira do Itaporoni, 2.XII.2006, fl., *D. Monteiro & A. C. Giannerine 215* (RB); trilha em direção a piscina do Maromba, no final do trecho, 2.XII.2006, fl., *D. Monteiro & A. C. Giannerine 218* (RB, S, SP).

Peperomia glabella var. *glabella*, coletada no Parna do Itatiaia após 100 anos, é difícil de ser encontrada. O nome do táxon vem do latim *glaber*, por ser a planta glabra. Coletada com flor nos meses de julho e dezembro.

11a. *Peperomia glabella* var. *nigropunctata* (Miq.) Dahlst., Kongl. Svenska Vetenskapsakad. Handl. 33 (2): 122. 1900.

Diferencia-se da variedade típica por apresentar lâmina 2,5–4,5 × 1–2,2 cm, pecíolo glabro, sem linha de tricomas, além de ser mais densamente negro-glandulosa.

Distribuição geográfica e habitat: Antilhas, Américas Central e do Sul. Brasil nos estados do Rio de Janeiro e Santa Catarina. No Rio de Janeiro é pouco freqüente, sendo registrada nos Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, Reserva Biológica do Tinguá e Parque Estadual da Ilha Grande. No Parna do Itatiaia ocorre de forma esparsa na floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: estrada do Maromba, km 2,5, 6.X.1945, fl. *A. Barbosa & W. Barbosa 91* (RB); lote 50, 4.II.1948, fl., *A. C. Brade 18815* (RB); próximo a ponte do Maromba, ca. 1100 m.sm., 24.I.1962, fl., *H. Monteiro 18/62* (RBR); margem do rio Campo Belo, perto do lote 17, 17.X.1977, fl., *V. F. Ferreira 125* (RB); trilha abaixo da ponte do rio Taquaral, 18.III.2006, fl., *D. Monteiro et al. 157* (RB).

Material adicional examinado: RIO DE JANEIRO: Teresópolis, Parque Nacional da Serra dos Órgãos, caminho para o Dedo de Deus, 23.II.1984, fl. e fr., *L. Mautone & E. F. Guimarães 61* (RB).

Peperomia glabella var. *nigropunctata* encontrada na região após 29 anos, é aqui citado pela primeira vez para o Parque. Burger (1971) inclui esta variedade dentre os sinônimos de *P. glabella*, considerando na descrição a ocasional ocorrência de folhas opostas. O autor ainda comenta sobre a variação do tamanho da lâmina, quando a compara com *P. alata*. Howard (1973) mantêm os táxons em nível específico, diferindo-os em material fresco, pela coloração mais escura dos ramos e folhas e um menor número de espigas em *P. nigropunctata*. Guimarães *et al.* (1984) observaram papilas viscosas no fruto e pedúnculo com até 2 cm compr., o que não foi observado nos exemplares do Parna do Itatiaia. O nome do táxon vem do latim *nigrans* (negro, escuro) e *punctatus* (pontuado, pontilhado, marcado por glândulas) devido ao fato da planta possuir glândulas representadas por pontuações negro-glandulosas. Coletada com flor nos meses de outubro, janeiro, fevereiro e março.

12. *Peperomia glazioui* C. DC., Linnaea 37: 380. 1872. Fig. 4a-c

Erva 10–15 cm alt., epífita ou rupícola, estolonífera, umbrófila; ramos quadrangulares, articulados, com sulcos profundos quando secos, moderado a densamente longo vilosos, tricomas 0,5–1 mm compr., amarelados, mais concentrados nos nós. Folhas opostas; pecíolo ca. 1 mm compr., densamente viloso; lâmina 5–15 × 4–10 mm, ovado-orbicular, obovado-elíptica, base obtusa ou subaguda, ápice obtuso a arredondado, crassa a cartácea, discolor, nervura central da face abaxial com tricomas curto-vilosos, esparsos, mais concentrados na base, raramente atingindo o ápice, face adaxial glabra, margem plana, ciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Espigas 15–25 × 1–2 mm, terminais, 2 ou raro-solitárias; pedúnculo 5–14 mm compr., esparso viloso a glabrescente, tricomas iguais aos do caule; raque foveolada, verrucosa, glabra; flores congestas; bractéola arredondada, glabra, com margem irregular. Fruto ca. 1 mm compr., elíptico, com ápice agudo, profundamente imerso na raque, marrom-acastanhado, pseudocúpula basal ocupando a metade do fruto, oculta pela raque; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil, nos estados do Espírito Santo, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul. No Parna do Itatiaia ocorre na floresta ombrófila densa montana com distribuição esparsa.

Material examinado: lote 17, 24.X.1945, fl., *A. Barbosa & W. Barbosa 82* (RB); Hotel Donati, 18.IV.1962, fl. e fr., *A. Castellanos 23329* (RB); sem localidade, 1.III.1970, fl. e fr., *G. S. Melo s.n.* (RB 148591); Taquaral, encosta a direita (descendo) do rio Campo Belo, 660 ms.m., 22°15'28"S 44°34'45"W, 2.VIII.1995, fl., *J. M. A. Braga et al. 2618* (RB).

Peperomia glazioui caracteriza-se pelos ramos quadrangulares, longo-vilosos com sulcos profundos e a escassa pilosidade que raro atinge o ápice da nervura mediana da face abaxial da lâmina de forma ovado-orbicular a obovado-elíptica. No Parna da Serra dos

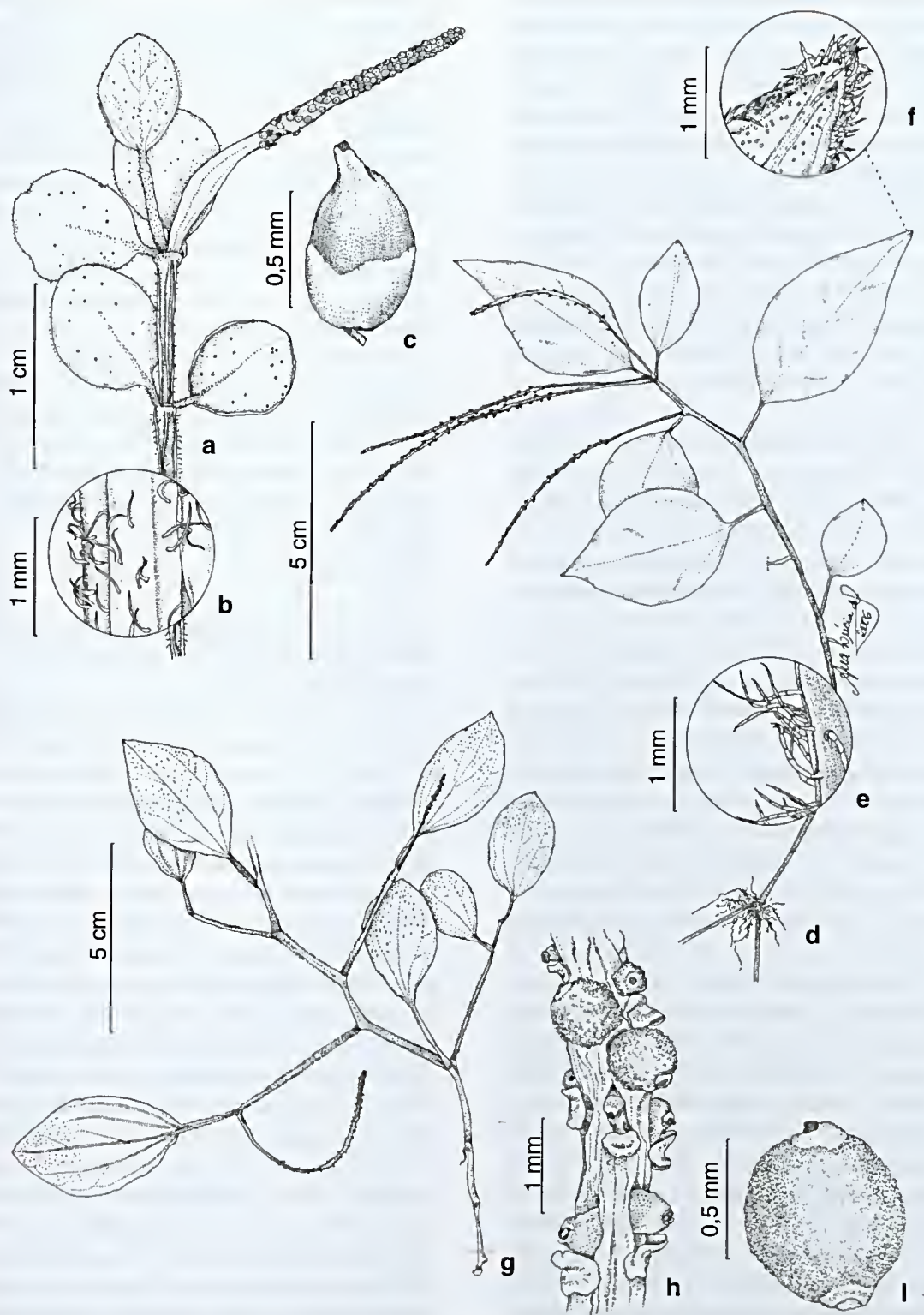



Figura 4 – a-c. *Peperomia glazioui* C.DC. – a. hábito; b. tricomas do ramo; c. fruto. d-f. *P. hilariana* Miq. – d. hábito; e. tricomas do ramo; f. margem da lâmina ciliada. g-i. *P. itatiaiana* Yunck. – g. hábito; h. parte da espiga em frutificação; i. fruto. (a-c *Melo s.n.* (RB 148591); d-f *Monteiro 97*; g-i *Brade 14634*).

Órgãos, Guimarães *et al.* (1985) informam que a erva é pouco freqüente, com pedúnculo glabro, assim como nas espécies estudadas para o município do Rio de Janeiro (Ichaso & Guimarães 1984). Yuncker (1974) observou esparsa pubescência na face adaxial da lâmina, o que não se verificou nos espécimes estudados e nem nas demais floras consultadas. No Parna do Itatiaia foi pela última vez coletada há 10 anos. O nome do táxon é dado em homenagem ao paisagista e coletor Auguste François Marie Glaziou (1828-1906). Coletada com flor nos meses de março, abril, agosto e outubro; com fruto em março e abril.

13. *Peperomia hilariana* Miq., Syst. Piperac. 1: 89. 1843. Fig. 4d-f

Erva ca. 20 cm alt., terrestre ou rupícola, semi-heliófila; ramos eretos, cilíndricos, sulcados quando secos, moderadamente vilosos, tricomas ca. 0,5 mm. Folhas alternas da base ao ápice; pecíolo 8–14 mm compr., canaliculado, viloso; lâmina 3,5–5 × 1,8–2,4 cm, ovada, base aguda, ápice agudo, acuminado, cartácea, discolor, moderadamente castanho-glandulosa na face abaxial, glabra em ambas as faces ou às vezes com tricomas esparsos apenas na base da nervura principal da face adaxial, margem plana, ciliada, do ápice até a metade do tamanho da lâmina; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Espigas 4–6 × 0,1 cm, axilares ou terminais, eretas, 1–2, verde-claras; pedúnculo 1,5–2,5 cm compr., glabro; raque lisa, negro-glandulosa, glabra; bractéola arredondado-peltada, glabra, glandulosa, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., globoso-ovóide, ápice com leve escudo oblíquo, densamente dotado de glândulas, pouco imerso na raque quando maduro; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil em todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. No Rio de Janeiro ocorre apenas nos Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde foi encontrada após 40 anos, na floresta ombrófila densa montana.

Material selecionado: rio Itatiaia, fazenda Santa Deolinda, 22.IV.1961, fl. e fr., *A. Castellanos 23102* (GUA); Maromba 1.100 ms.m., 4.III.1962, fl., *E. Pereira et al. 6988* (HB); trilha para os Três Picos, 1.150 ms.m., 22°26'16"S 44°36'37"W, 10.VIII.2004, fl., *D. Monteiro et al. 76* (RB); margem esquerda do Rio Preto, 1.012 ms.m., 22°18'19"S 44°30'22"W, 8.III.2005, fl., *D. Monteiro et al. 98* (RB); Maromba, trilha depois da cachoeira do Escorrega, 1.021 ms.m., 9.III.2005, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 103* (RB); trilha para a cachoeira Itaporoni, 5.VI.2005, fl., *D. Monteiro & G. Santos 133* (RB).

Material adicional examinado: Brasil, sem localidade, s.d., fl., *F. Sellow s.n.* (Isótipo P, foto *apud* Yuncker 1974).

Peperomia hilariana é de fácil identificação no campo, caracterizando-se principalmente pelos ramos eretos, moderada a densamente vilosos e pelas folhas alternas e ovadas. O nome do táxon foi dado em homenagem a Auguste François César Provençal de Saint-Hilaire (1779-1853). Floresce e frutifica de março a agosto.

14. *Peperomia hispidula* var. *sellowiana* (Miq.) Dahlst., Kongl Svenska Vetensk. Acad. Handl. 33(2): 14. 1900.

Erva 5–15 cm alt., delicada, estolonífera terrícola ou rupícola, semi-ciófila; ramos ascendentes, dicotomicamente ramificados, cilíndricos, carnosos, vináceos, glabrescentes ou com tricomas híspidos de ca. 0,5 mm compr. Folhas alternas, mais concentradas no ápice dos ramos; pecíolo 6–13 mm compr., canaliculado, glabrescente ou com tricomas híspidos esparsamente dispostos, mais concentrados no ápice; lâmina 0,9–1,5 × 1–2 cm, ovado-orbicular, orbicular, base e ápice obtuso a arredondado, membranácea, translúcida, com tricomas híspidos em ambas as faces, moderada a densamente dispostos, margem plana; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 5. Racemos 1–2 × 0,1 cm, terminais ou mais raramente opostos às folhas, solitários, eretos; pedúnculo 1–1,8 cm compr., glabrescente a híspido; raque lisa, glabra; flores esparsas alternadamente dispostas; bractéola arredondada, glabra, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., ovóide à elíptico, com ápice agudo, glanduloso, glabrescente ou com tricomas vilosos, pedicelado, pedicelo ca. 0,2 mm compr.; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Antilhas, Américas Central e do Sul. No Brasil, em Goiás e todos os estados das Regiões Sul e Sudeste. No Rio de Janeiro ocorre nos Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde foi encontrada de forma freqüente (Guimarães *et al.* 1985). No Parna de Itatiaia ocorre na floresta ombrófila densa montana, em locais úmidos, próximo a quedas d'água, até 1.200 m alt.

Material selecionado: Serra do Itatiaia, cachoeira do Maromba, VI.1930, fl., *A. C. Brade 10501* (R); Serra do Itatiaia, Taquaral, 19.V.1935, fl., *A. C. Brade 14665* (RB); lote 17, 24.X.1945, fl., *A. Barbosa & W. Barbosa 85* (RB); lote 17, 900 ms.m., 16.II.1950, fl., *A. C. Brade 20186* (RB); Maromba, 3.II.1967, fl., *J. P. P. Carauta 362* (GUA); trilha para a cachoeira Véu de Noiva, 1.200 ms.m., 10.VIII.2004, fl., *D. Monteiro et al. 60* (RB); trilha para os Três Picos, 1.160 ms.m., 22°26'16"S 44°36'37"W, 10.VIII.2004, fl., *D. Monteiro et al. 75* (RB); trilha para a cachoeira Itaporoni, 23.X.2004, fl., *D. Monteiro et al. 92* (RB); estrada de Itatiaia para Visconde de Mauá, 8.III.2005, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 96* (RB); trilha depois da cachoeira do Escorrega, 1.021 ms.m., 9.III.2005, fl. e fr., *D. Monteiro al. 104* (RB); na estrada em direção ao Lago Azul, 4.VI.2005, fl. e fr., *D. Monteiro & G. Santos 118* (RB).

Peperomia hispidula var. *sellowiana* é de fácil identificação. Possui ramos suculentos, translúcidos, que se apresentam vináceos, assim como as nervuras da face abaxial da lâmina. O porte da planta, os tricomas híspidos e brancos, lâmina ovada a orbicular e as inflorescências do tipo racemo caracterizam a espécie. O nome do táxon deriva do latim *hispidus* (híspido, provido de tricomas duros, longos e ralos). A variedade é em homenagem a Friedrich von Sellow (1789-1831). Floresce e frutifica por quase todo o ano.

15. *Peperomia itatiaiana* Yunck., Bol. Inst. Bot. (São Paulo), 3:183, fig 161. 1966. Fig. 4g-i

Erva ca. 15 cm alt., com ramos eretos, algumas vezes em zigue-zague no ápice, cilíndricos, moderadamente vilosos, tricomas 0,5–1 mm compr. Folhas alternas; pecíolo 1–1,5 cm compr., moderadamente viloso; lâmina 3,5–5 × 1,5–2,5 (3) cm, elíptica a elíptico-obovada, base aguda, não cordada, ápice agudo, membranácea quando seca, translúcida, esparso a moderadamente vilosa em ambas as faces, tricomas mais concentrados ao longo das nervuras da face abaxial, margem plana, ciliada; padrão de nervação acródromo-basal; nervuras 3–5, inconspícuas. Espigas 4–5 × 0,2 cm, terminais ou axilares, densamente florida; pedúnculo 1,5–3 cm compr., viloso; bráctea peduncular ausente; raque foveolada, lisa, obscuramente glandulosa, glabra; bractéola arredondado-peltada, glabra ,de margem inteira. Fruto globoso-ovóide, ápice com escudo oblíquo, não rostrado, pouco imerso na raque, marrom-acastanhado; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: ocorre apenas no Brasil, nos estados de São Paulo e Rio de Janeiro, onde foi registrada na região do planalto do Parna do Itatiaia.

Material examinado: planalto, 2.100 ms.m., 28.V.1935, fl. e fr., *A. C. Brade 14634* (Holótipo -RB).

Peperomia itatiaiana ainda não recoletada na região, tem como único registro o material-tipo. O táxon assemelha-se a *P. hilariana* do qual difere pelos tricomas vilosos moderada a densamente distribuídos nos ramos e em ambas as faces da lâmina, caracteres diagnósticos desta espécie. O nome é dado em referência à localidade típica.

16. *Peperomia mandioccana* Miq., Linnaea 20: 125. 1847. Fig. 5e-f

Erva 15–29 cm alt., rupícola, estolonífera, semi-umbrófila; ramos carnosos, cilíndricos, ligeiramente sulcados quando secos, moderada a densamente hirtelos. Folhas alternas na base, opostas a ocasionalmente ternadas no ápice (–4); pecíolo 4–6 mm compr., canaliculado, moderada a densamente hirtelo; lâmina 1,3–2,3 × 0,7–1,4 cm, ovada a ovado-elíptica, iguais da base ao ápice, base aguda a obtusa, ápice agudo, não emarginado, cartácea, densamente castanho-glandulosa e glabra em ambas as faces, margem plana, ciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Espigas 4,5–8 × 0,1–0,2 cm, terminais, solitárias; pedúnculo 1–2 cm compr.,

moderadamente hirtelo; raque verrucosa, foveolada, glabra; flores densamente dispostas; bractéola arredondada, densamente castanho-glandulosa, glabra, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., oblongo, ápice agudo, profundamente imerso na raque, ocultando a pseudocúpula basal, localizada apenas na metade inferior, acastanhado; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo. No Rio de Janeiro ocorre de forma pouco frequente nos Parques Nacionais da Tijuca, da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde foi coletada na floresta ombrófila densa montana.

Material selecionado: Picada do Maromba, 8.X.1945, fl., *A. Barbosa & W. Barbosa 89* (RB); trilha do Hotel Simon para os Três Picos, 14.I.1997, fl. e fr., *J. M. A. Braga et al. 3804* (RB).

Material adicional examinado: RIO DE JANEIRO, Serra da Mandioca, s.d., fl., *C. F. P. Martius s.n.* (Holótipo M).

O Parna do Itatiaia constitui uma nova localidade para *Peperomia mandioccana* no estado do Rio de Janeiro. A espécie é freqüentemente confundida com *P. corcovadensis*, da qual difere pela filotaxia alterna na base, oposta a ocasionalmente ternada no ápice (-4), ausência de pilosidade na lâmina e espigas de tamanho maior. Ichaso & Guimarães (1984) observaram diferença na forma das folhas inferiores e superiores dos ramos, sendo estas arredondadas e elípticas a ovado-lanceoladas, respectivamente, o que não foi visto nos materiais do Parna do Itatiaia. Medeiros (2006) verificou que o táxon apresenta o ápice da lâmina às vezes emarginado e a margem revoluta, caracteres também não observados. O nome está relacionado à localidade da coleta do material-tipo. Coletada com flor em outubro e janeiro e com fruto apenas em janeiro.

17. *Peperomia martiana* Miq., Syst. Piperac. 1: 189. 1843.

Erva 8–13 cm alt., epífita ou rupícola, estolonífera, semi-ciófila, glabra; ramos eretos, cilíndricos, suculentos, não alados, sulcados quando secos. Folhas alternas, concentradas no ápice dos ramos; pecíolo 4–8 mm compr., canaliculado; lâmina 1–2,2 × 0,8–1,4 cm, obovada, elíptico-obovada, base aguda, decurrente, não peltada, ápice obtuso a arredondado, emarginado, cerdoso, crassa a papirácea, discolor, obscuramente glandulosa, ligeiramente opaca na face adaxial, margem plana, ciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 5, sendo a central impressa na face adaxial. Espigas 1,5–3,5 × 0,15 cm, terminais, eretas, solitárias, branco-esverdeadas; pedúnculo 1,7–2,5 cm compr.; raque lisa, foveolada; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-peltada com poucas glândulas de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., globoso a ovóide, ápice com escudo oblíquo, pouco imerso na raque quando maduro, avermelhado a marrom-acastanhado; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: Nicarágua, Costa Rica, Panamá, Colômbia, Equador e Peru. Brasil, em todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. No Parna do Itatiaia foi encontrada na floresta ombrófila densa montana e alto-montana, em altitudes de 600–1.300 m.

Material selecionado: Lago Azul, 800 ms.m., 3.VII.1930, fl., *A.C.Brade 10330* (R); lote 17, 24.X.1945, fl. e fr., *A. Barbosa & W. Barbosa 80* (RB); picada Barbosa Rodrigues, trilha paralela ao rio Campo Belo, 29.VIII.1989, st., *L.C. Giordano et al. 796* (RB); trilha do Hotel Simon para os Três Picos, 22°15'28"S 44°34'45"W, 1.300 ms.m., 5.X.1994, fl., *J.M.A. Braga et al. 1391* (RB); Taquaral, margem do rio Campo Belo 22°15'28"S 44°34'45"W, 600 ms.m., 2.VIII.1995, fl. e fr., *J.M.A. Braga et al. 2608* (RB); trilha atrás do abrigo IV, próximo ao rio, 4.VI.2005, fl., *D. Monteiro & G. Santos 119* (RB); no início da última trilha na estrada para ao Lago Azul, depois da ponte, 17.III.2006, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 153* (RB).

Peperomia martiana é caracterizada pela filotaxia alterna, folhas obovadas, emarginadas, mais concentradas no ápice dos ramos e pelos longos pedúnculos. O nome do táxon é em homenagem ao botânco alemão Karl Friedrich Phillipp von Martius. Coletada com flor de junho a outubro e em março e, com fruto em agosto, outubro e março.

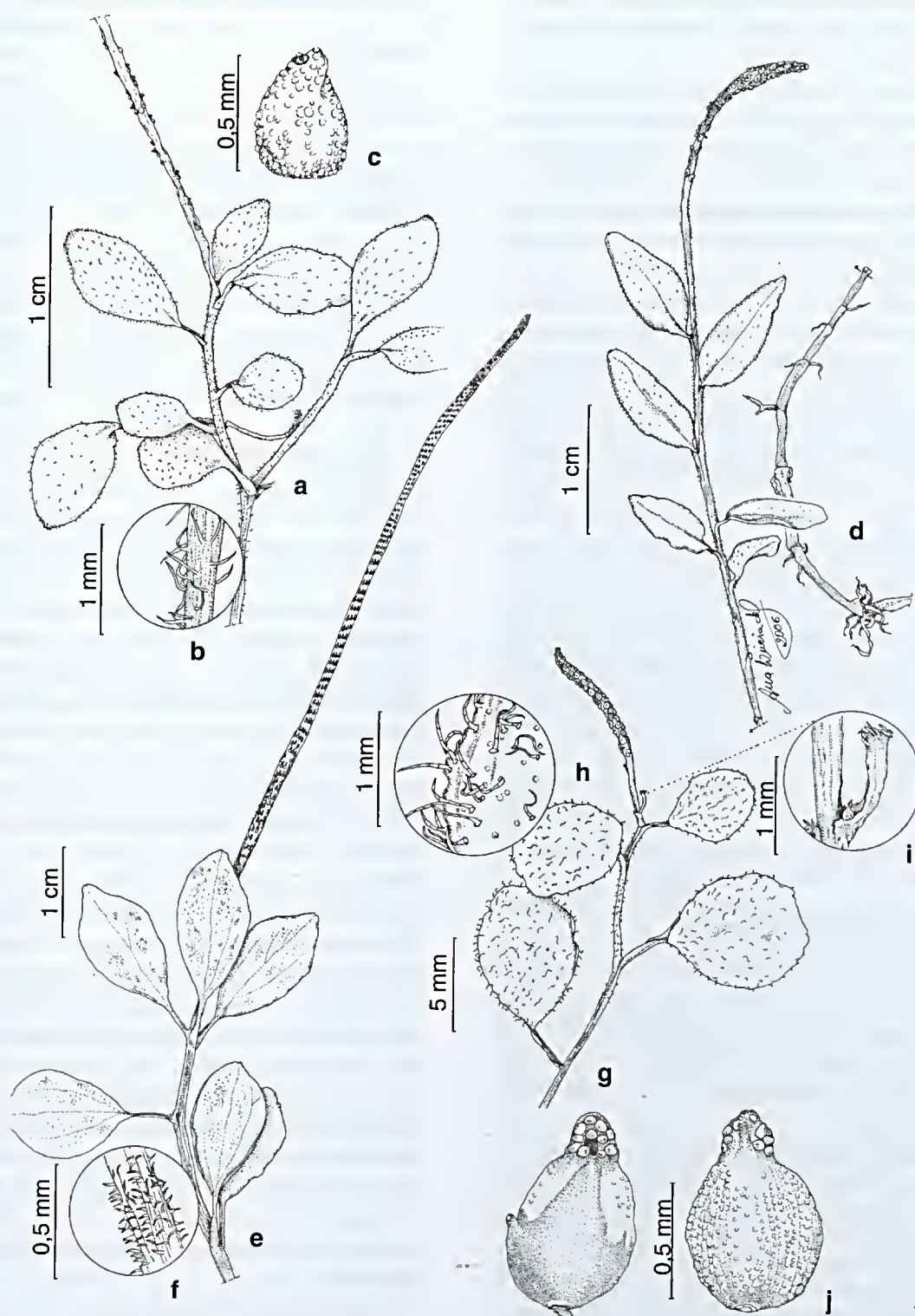



Figura 5 – a-c. *Peperomia ouabianae* C.DC. – a. hábito; b. tricomas vilosos do ramo; c. fruto. d. *P. pseudoestrelensis* C.DC. – d. hábito. e-f. *P. mandioccana* Miq. – e. parte do ramo; f. tricomas hirtelos do ramo. g-j. *P. rotundifolia* (L.) Kunth. – g. hábito; h. tricomas vilosos da face adaxial da lâmina; i. bráctea peduncular; j. fruto em visão anterior e posterior. (a-c *Monteiro 125*; d *Câmara 11685*; e-f *Braga 3804*; g-i *Braga 2973*; i *Mattos 20362*).

18. *Peperomia megapotamica* Dahlst., Kongl. Svenska Vetensk. Acad. Handl. 33(2): 194, tab. 8, fig 1. 1900.

Erva 20–40 cm alt., terrestre ou rupícola, semi-ciófila, glabra; ramos eretos, crassos, vináceos, principalmente nos nós, cilíndricos a levemente anguloso-sulcado quando secos. Folhas 3–4 verticiladas; pecíolo 5–10 (–15) mm compr., canaliculado, moderadamente hirtelo a glabrescente; lâmina 4,5–7,5 × 2–3,5 cm, lanceolada, ovado-lanceolada, elíptico-lanceolada, iguais da base ao ápice, base aguda ou atenuada, ápice acuminado, papirácea a membranácea quando seca, translúcida, discolor, nítida na face adaxial, moderada a densamente castanho glandulosa em ambas as faces, margem plana, eciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 5. Espigas 8–16 × 0,1–0,2 cm, terminais, 1–2, eretas ou flexuosas; pedúnculo 1–2 cm compr., moderada a densamente hirtelo, vináceo na base; raque foveolada, lisa; flores densamente dispostas; bractéola elíptico-arredondada, densamente castanho-glandulosa, de margem inteira. Fruto 0,5–1 mm compr., ovóide, glanduloso, profundamente imerso na raque, castanho-avermelhado, pseudocúpula basal aparente, ocupando a metade ou mais da metade do fruto; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil nos estados do Espírito Santo, Rio de Janeiro, Santa Catarina e Rio Grande do Sul. No estado do Rio de Janeiro é registrada apenas para os Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde foi encontrada na floresta ombrófila densa montana, em altitudes de 800 a 1.100 m.

Material selecionado: picada do Maromba, 8.X.1945, fl., *A. Barbosa & W. Barbosa 86* (RB, GUA); ponte do Maromba, proximidades das margens do rio Campo Belo, 22°15'28"S 44°34'45"W, 1.100 ms.m., 4.XII.1996, fl., *J.M.A. Braga et al. 3724* (RB); a margem da estrada a caminho da trilha para a Véu de Noiva, 22°25'73"S 44°37'10"W, 1.037 ms.m., 23.X.2004, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 88* (RB); trilha para a cachoeira do Itaporoni, 23.X.2004, fl. e fr., *D. Monteiro 93* (RB); trilha para os Três Picos, 3.XII.2006, fl. e fr., *D. Monteiro & A.C. Giannerine 236* (RB).

Material adicional examinado: RIO GRANDE DO SUL, São Leopoldo, 20.X.1892, fl., *G.O.A. Malme 206* (Síntipo S).

Peperomia megapotamica é de fácil identificação, contribuindo para o seu reconhecimento a filotaxia verticilada, folhas grandes ovadas, elípticas a lanceoladas, além das longas espigas. Segundo Yuncker (1974), os ramos podem ser microscopicamente hirtelos a glabrescentes. O nome do táxon deriva do grego *megas* (grande) e *potamós* (rio), provavelmente com referência ao lugar de ocorrência da espécie, próximo a riachos. Floresce e frutifica de agosto a dezembro.

19. *Peperomia ouabianae* C.DC., Candollea 1: 400. 1923. Fig. 5a-c

Erva 5–17 cm alt., epífita, estolonífera, delicada; ramos ascendentes, cilíndricos, vilosos, tricomas ca. 0,5 mm compr., moderada a densamente dispostos. Folhas alternas; pecíolo 0,1–0,25 mm compr., canaliculado, esparso-viloso a glabrescente; lâmina 7–12 × 4–6 mm, elíptica, elíptico-ovada, elíptico-obovada, base aguda, não cordada, ápice agudo a obtuso, cartácea, discolor, moderadamente castanho glandulosa na face abaxial, modera a densamente vilosa na face adaxial e esparso vilosa a glabrescente face abaxial, margem plana, ciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Espigas 2–3 × 0,1 cm, terminais, solitárias, verde-claras; pedúnculo 4–7 mm compr., esparso-viloso; bráctea peduncular ausente; raque foveolada, lisa, glandulosa, glabra; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-peltada, glandulosa, glabra, de margem inteira. Fruto 0,5–1 mm compr., ovóide, sem pseudocúpula basal, ápice com escudo oblíquo, não rostrado, densamente glanduloso, castanho-avermelhado, pouco imerso na raque; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: Colômbia, Venezuela, Guiana e Brasil, nos estados de Roraima, Amapá, Espírito Santo, Rio de Janeiro e Paraná. No Rio de Janeiro ocorre apenas nos Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e

do Itatiaia, onde foi encontrada na floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: trilha atrás do abrigo IV, próximo ao rio, 4.VI.2005, fl., *D. Monteiro & G. Santos 121* (RB); idem, 4. VI.2005, fl. e fr., *D. Monteiro & G. Santos 125* (RB).

Material adicional examinado: RORAIMA, Ouabiana, 1.400 ms.m., s.d., fl., *E. Ule 8590* (Isótipo K, foto).

O Parna do Itatiaia constitui uma nova localidade para *Peperomia ouabianae* no estado do Rio de Janeiro. O táxon, pouco representado nos herbários fluminenses, é caracterizado pelas lâminas pequenas, ovadas, elípticas a obovadas, e por possuir tricomas vilosos densamente distribuídos. Pode ser confundida com *P. rotundifolia*, em algumas de suas variações de forma e tamanho de lâmina, diferindo pelo comprimento das espigas e quantidade de tricomas. Yuncker (1974) comenta que existe uma variação no tamanho e forma das folhas de *P. ouabianae* que, junto com sua distribuição disjunta, indicam que a espécie pode constituir mais de um táxon. O nome está relacionado à localidade de coleta do material tipo. Coletada com flor e fruto em junho.

20. ***Peperomia pseudoestrellensis*** C.DC., Annuaire Conserv. Jard. Bot. Genève 2: 277. 1898. Fig. 5d

Erva 5–7 cm alt., epífita ou terrestre, estolonífera, semi-ciófila; ramos cilíndricos, delicados, moderada a densamente hirtos, tricomas ca. 0,25 mm compr. Folhas alternas; pecíolo 1–3 mm compr., moderada a densamente viloso; lâmina (8–) 12–18 (–24) × 3–6 mm, lanceolada a elíptico-lanceolada, base aguda, não cordada, ápice agudo, às vezes ligeiramente emarginado, cerdoso, discolor, translúcido-membranácea, moderadamente glandulosa na face abaxial e moderadamente hirta em ambas as faces, tricomas mais profusos na nervura mediana, margem plana, ciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Espigas 6–15 (–20) × 1 mm, terminais, solitárias; pedúnculo 4–6 (–10) mm moderadamente hirto; raque foveolada, verrucosa, glabra; flores densamente dispostas; bractéola arredondada, densamente castanho-glandulosa, glabra, com margem irregular. Fruto 0,5–1 mm compr., elíptico-ovado a elíptico, profundamente imerso na raque, ocultando a pseudocúpula que se encontra abaixo da metade do fruto, ápice agudo, não rostrado; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: No Brasil, em todos os estados da Região Sudeste, Paraná e Santa Catarina. Na área de estudo foi coletada na floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: lote 28, 16.II.1948, fl., *A.C. Brade 18859* (RB); sem localidade, 21.IV.1972, fl., *M. Marinho 11636* (RB, CESJ *n.v.*); próximo ao Véu da Noiva, 1.000-1.100 ms.m., 12.X.1977, fl., *P.J.M. Maas & G. Martinelli 3218* (RB, U *n.v.*); próximo ao abrigo 4, mata secundária, 22.V.1977, fl. e fr., *D. Araújo 1706* (GUA).

Peperomia pseudoestrellensis foi pela última vez coletada no Parna há 30 anos, parece ser pouco freqüente na região. Os caracteres diagnósticos estão relacionados com o porte delicado, folhas alternas e pilosas em ambas as faces. A espécie é assim chamada por sua semelhança com *P. estrellensis* C.DC. cuja localidade do tipo é a mesma. Coletada com flor nos meses de fevereiro, maio e outubro e com fruto em maio.

21. ***Peperomia quadrifolia*** (L.) Kunth, Nov. Gen. Sp. 1: 69. 1815.

Erva ca. 15 cm alt., estolonífera, rupícola ou epífita, semi-heliófila, glabra; ramos eretos, cilíndricos, suculentos, crassos, com entre nós vináceos, anguloso-sulcados quando secos, às vezes dicotômicos. Folhas 3–6 verticiladas; pecíolo 2–3 mm compr., canaliculado; lâmina 9–13 × 5–7 mm, obovada, obovado-elíptica, base aguda, ápice obtuso a arredondado, emarginado, cerdoso, papirácea à coriácea, opaca, obscuramente glandulosa na face abaxial; padrão de nervação misto, acródromo basal, camptódromo; nervuras 3, a principal formando sulco discreto na face adaxial. Espigas 2,5–4 × 0,1-0,2 cm, terminais, solitárias, eretas; pedúnculo 1,2–2 cm; raque foveolada, verrucosa; flores densamente dispostas; bractéola arredondada, amarelo-glandulosa,

com margem irregular. Fruto 0,5–1 mm compr., elíptico-ovóide, ápice agudo, moderadamente imerso na raque ocultando a pseudocúpula basal, que se dispõe até pouco abaixo da porção mediana, com aparência robusta, viscosa e nítida, glanduloso, negro a vermelho-acastanhado; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Jamaica, República Dominicana, Porto Rico, México, América Central, Colômbia, Venezuela, Guiana, Equador e Peru. No Brasil ocorre em Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná. No Rio de Janeiro ocorre com pouca freqüência nos remanescentes florestais da Reserva Biológica do Tinguá e nos Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde foi encontrada na floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: Maromba, 1.000 ms.m., 3.III.1945, fl., *F. Segadas-Vianna s.n.* (RFA-22871); Taquaral, encosta a direita (descendo) do rio Campo Belo, 22°15'28"S 44°34'45'W, 660 ms.m., 31.V.1995, st., *J.M.A. Braga et al. 2434* (RB); estrada para o Hotel Donati, 11.VIII.2004, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 79* (RB); margem da estrada em direção a Véu de Noiva, 1.100 ms.m., 5.VI.2005, fl, *D. Monteiro & G. Santos 129* (RB, S).

Peperomia quadrifolia é de fácil reconhecimento no campo. Além de ramos estoloníferos e eretos, apresenta filotaxia verticilada, folhas papiráceas a coriáceas, pequenas, com ápice emarginado. O nome da espécie está relacionado à filotaxia foliar que, geralmente, se apresenta 4-verticilada. Floresce e frutifica em agosto e já foi encontrada com flor em março e junho.

22. *Peperomia rotundifolia* (L.) Kunth, Nov. Gen. & Sp. 1: 65. 1815. Fig. 5g-j

Erva 7–20 cm alt., epífita, estolonífera, reptante, delicada, semi-ciófila, esparsa a moderadamente vilosa, tricomas 0,5–1 mm compr.; ramos cilíndricos, delgados, sulcados quando secos. Folhas alternas; pecíolo 2–5 mm compr., esparso a moderadamente viloso ou glabrescente, canaliculado; lâmina 7–12 × 5–8 mm, elíptico-obovada, elíptico-arredondada ou arredondada, base aguda a obtusa, não cordada, ápice obtuso a arredondado, emarginado, carnosa a papirácea quando seca, moderadamente castanho-glandulosa na face adaxial, esparsa a moderadamente vilosa em ambas as faces, margem plana, ciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Espigas 1,2–1,7 × 0,1 cm, terminais, solitárias; pedúnculo 3-6 mm compr., glabrescente; bráctea peduncular uma, 1–1,5 mm compr. próximo à base, espatulada, cerdosa no ápice, membranácea, glandulosa; raque glabra, vererucosa, foveolada; flores moderadamente dispostas; bractéola arredondada, glandulosa, glabra, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., elíptico-ovóide, sem pseudocúpula basal, ápice com escudo oblíquo, não rostrado, castanho-avermelhado, profundamente imerso na raque; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: Antilhas, México, Guatemala, Costa Rica e América do Sul, exceto Chile e Uruguai. No Brasil ocorre no Acre, Amazonas, Pará, Roraima, Pernambuco, Ceará, Bahia, Mato Grosso, Paraná, Santa Catarina e em todos os estados da Região Sudeste. No Parna do Itatiaia ocorre com pouca freqüência na floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: caminho Rio Bonito, 17.X.1945, st., *A. Barbosa e W. Barbosa 83* (RB); lote 17, 24.X.1945, fl., *A. Barbosa & W. Barbosa 81* (RB); cachoeira Poranga, margem do rio Campo Belo, 22°15'28"S 44°34'45"W, 8.XI.1995, fl., *J.M.A. Braga et al. 2973* (RB); trilha em direção a cachoeira do Itaporoni, 2.XII.2006, fl., *D. Monteiro & A.C. Giannerine 214* (RB).

Material adicional examinado: RIO GRANDE DO SUL: ca. 20 km de Vacaria, 13.XI.1978, fl. e fr., *J. Mattos 20362* (RB).

Peperomia rotundifolia é encontrada no dossel das árvores no Parna do Itatiaia, o que torna difícil a coleta. Os tricomas vilosos e as folhas elípticas, obovadas a arredondadas, constituem bons caracteres para diagnosticar a espécie, sendo de fácil reconhecimento no campo. Guimarães *et al.* (1985) observaram folhas sub-peltadas, espigas com até 2,5 cm compr. e estames com filetes curtos no Parna da Serra dos Órgãos. Yuncker (1950) comenta sobre a variação no tamanho, forma da lâmina

e do tipo de tricoma, que pode ser crespo-pubescente ou viloso na mesma planta; esses caracteres podem servir para estabelecer formas ou variedades com estudos mais detalhados (Yuncker 1974). A bráctea peduncular é aqui descrita pela primeira vez, servindo como mais um caráter para a identificação do táxon. O nome do táxon vem do latim *rotundus* e *folium*, relacionado à forma arredonda das folhas. Coletada com flor e fruto de outubro a dezembro.

23. *Peperomia rubricaulis* (Nees) A. Dietr. Sp. Pl. 6: 182. 1831. Fig. 6a-c

Erva 20–40 cm alt., rupícola, estolonífera, ciófila, glabra; ramos eretos ou ascendentes, cilíndricos, crassos, vináceos quando jovens, profundamente anguloso-sulcados quando secos. Folhas 3–5 verticiladas; pecíolo 2–3 mm compr., canaliculado; lâmina 5–8 × 1,5–2,5 cm, oblongo-lanceolada, lanceolada, elíptico-lanceolada, iguais da base ao ápice, base aguda, cuneada, contraída, ápice agudo-acuminado, crassa a coriácea, discolor, subopaca, com pontuções, moderadamente glandulosa em ambas as faces, margem revoluta, eciliada; padrão de nervação acródromo basal; nervuras 3–5 impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Espigas 7–16 × 0,1 cm, terminais, 1–3, flexuosas; pedúnculo 2–5 cm compr; raque foveolada, ligeiramente verrucosa; flores densamente dispostas; bractéola ovado-arredondada, peltada, glandulosa, de margem inteira. Fruto 1–1,5 mm compr., ovóide a elíptico-ovóide, ápice agudo, pouco imerso na raque quando maduro, deixando visível a pseudocupula basal que ocupa a metade do fruto; ápice ligeiramente oblíquo; estigma apical, papiloso.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e Paraná. No Parna do Itatiaia ocorre de forma pouco freqüente em floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: margem direita da estrada para o Véu de Noiva, ca. 1.100 ms.m., 19.III.2006, fl., *D. Monteiro et al. 166* (RB).

Material adicional examinado: RIO DE JANEIRO: Rio Bonito, Distrito de Basílio, fazenda das Cachoeiras 13 km NE da estrada Rio-Vitória, 150 ms.m., 13.VIII.1986, fl. e fr., *G. Martinelli et al. 11633* (RB).

Peperomia rubricaulis, pela primeira vez citada para o Parna do Itatiaia, é de fácil reconhecimento no campo pelos ramos avermelhados, folhas verticiladas, grandes, crassas a coriáceas, oblongo-lanceoladas, lanceoladas ou elíptico-lanceoladas e pelo tamanho das espigas. Ichaso & Guimarães (1984) encontraram folhas e espigas maiores nas espécies do município do Rio de Janeiro, além de ser a bractéola subovada c irregularmente denteada. O nome do táxon deriva do latim *ruber*, (vermelho) e *caulis*, (caule), em referência aos ramos vináceos ou avermelhados. Coletada com flor em março.

24. *Peperomia subternifolia* Yunck., Bol. Inst. Bot. (São Paulo) 3: 176, fig 156. 1966. Fig. 6m

Erva ca. 13 cm alt., epífita ou terrestre, estolonífera, semi-ciófila; ramos eretos, cilíndricos, suculentos, vináceos, principalmente próximo à base, ligeiramente sulcados quando secos, moderada a densamente hirtelos. Folhas opostas ou 3-verticiladas; pecíolo 3–7 (–10) mm compr., canaliculado; lâmina 1,3–1,8 (–2,5) × 0,8–1,3 (–1,9) cm, obovada a obovado-elíptica, iguais da base ao ápice, base aguda, ápice obtuso a arredondado, emarginado, carnosa a papirácea, discolor, nítida na face adaxial, densamente castanho-glandulosa na face abaxial, glabra em ambas as faces ou às vezes hirtela na base da nervura mediana da face adaxial, margem plana, eciliada; padrão de nervação misto acródromo basal, camptódromo; nervuras 3, sendo a principal sulcada na face adaxial. Espigas 3–6,5 × 0,1 cm, terminais ou axilares, solitárias, eretas ou flexuosas, verde-claras; pedúnculo 1,4–2 cm compr., hirtelo; raque bastante verrucosa, foveolada, glabra; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-peltada, glandulosa, glabra, com margem irregular. Fruto 0,5–1 mm compr., elíptico-oblongo, oblongo-ovóide, acastanhado, ápice agudo a ligeiramente obtuso, imerso na raque, ocultando a pseudocúpula basal estreita; estigma apical.

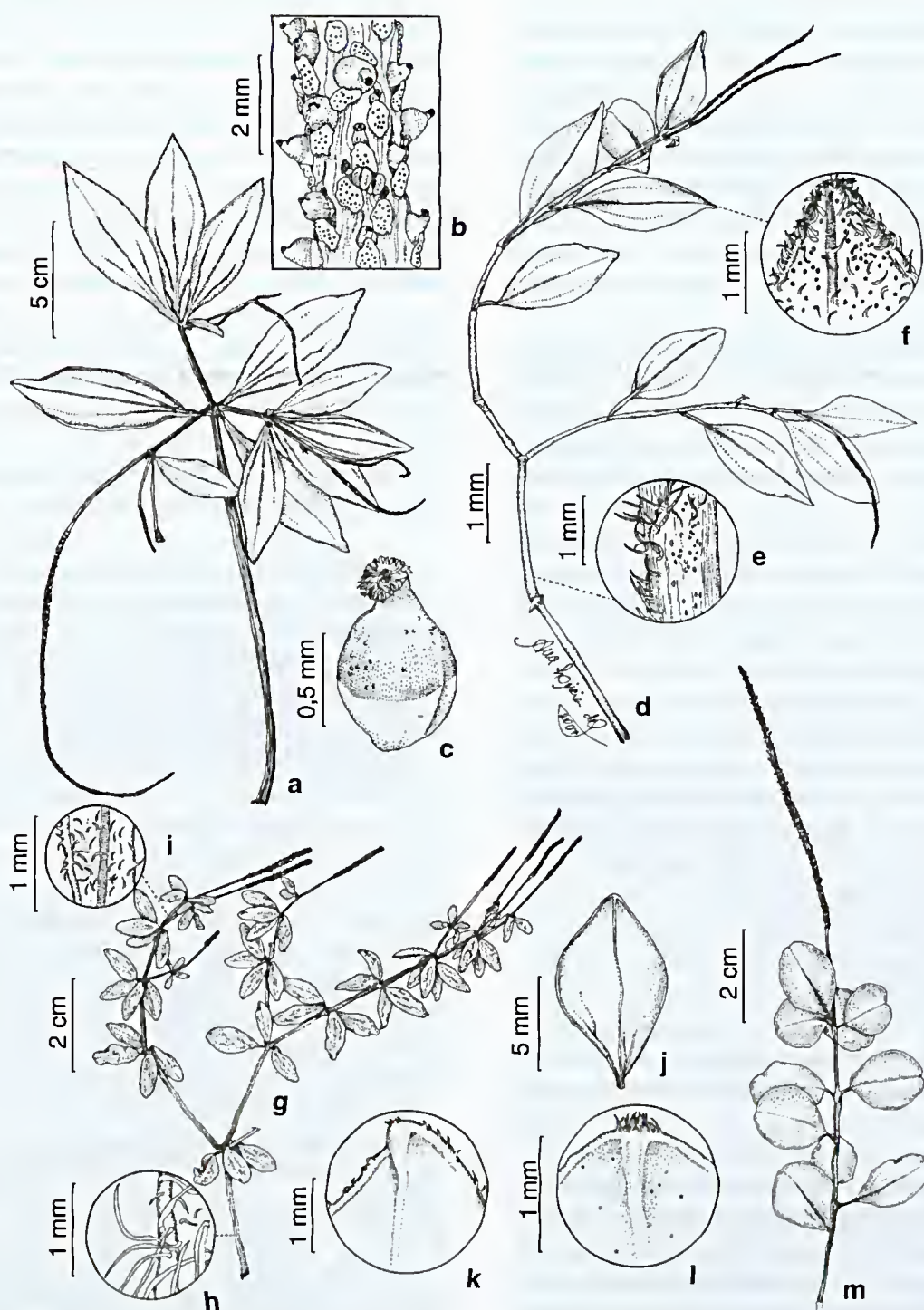



Figura 6 – a-c. *Peperomia rubricaulis* (Ness.) A. Dietr. – a. hábito ; b. parte da espiga em frutificação; c. fruto. d-f. *P. trinervis* Ruiz & Pav. – d. hábito; e. tricomas do ramo; f. margem ciliada da lâmina foliar e face abaxial vilosa. g-i. *P. tetraphylla* var. *tenera* (Miq.) Yunck. – g. hábito; h. tricomas longo vilosos da base dos ramos; i. tricomas hirtos do ápice dos ramos. j-l. *P. tetraphylla* var. *valantoides* (Miq.) Yunck. – j. lâmina foliar; k. margem ciliada na metade superior; l. ápice cerdoso. m. *P. subternifolia* Yunck. – m. hábito. (a *Monteiro 166*; b-c *Martinelli 11633*; d-f *Barbosa 84*; g-i. *Monteiro 237*; j-k *Landrum 2137*; l *Monteiro 83*; m *Braga 3805*).

Distribuição geográfica e habitat: Brasil, nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo. No Rio de Janeiro só foi registrada nos Parques Nacionais da Bocaina e do Itatiaia, onde foi encontrada em áreas em bom estado de conservação, da floresta ombrófila densa montana e alto-montana.

Material selecionado: Macieiras, 11.X.1945, fl., *A. Barbosa & W. Barbosa 87* (RB, parátipo); sem localidade, 21.IV.1972, fl. e fr., *U.C. Câmara 11688* (RB, CESJ *n.v.*); trilha do Hotel Simon para os Três Picos, 14.I.1997, fl. e fr., *J.M.A. Braga et al. 3805* (RB); em fragmento de mata no Alto dos Brejos, 28.X.2006, fl., *D. Monteiro et al. 200* (RB, SP).

Peperomia subternifolia assemelha-se a *P. mandioccana* da qual difere principalmente pela filotaxia oposta a 3-verticilada e por ser a lâmina mais larga, com o ápice emarginado. Além destas características, os tricomas hirtelos caracterizam o táxon, cujo nome está relacionado à filotaxia, que às vezes apresenta três folhas em cada nó. Encontrada com flor de outubro a abril e com fruto de janeiro a abril.

25. *Peperomia tenella* (Sw.) A. Dietr., Sp. Pl 1: 153. 1831.

Erva ca. 10 cm alt., rupícola, estolonífera, ascendente, umbrófila, delicada; ramos eretos, cilíndricos, ligeiramente sulcados quando secos, glabrescentes, moderado a esparsamente hirsutos, tricomas ca. 0,5 mm compr. Folhas alternas; pecíolo 1,5–2 mm compr., canaliculado, glabro; lâmina 1–1,7 × 0,3–0,9 cm, ovada, ovado-lanceolada, elíptico-lanceolada, base aguda a obtusa, ápice agudo ou acuminado, às vezes, ligeiramente retuso, cerdoso, papirácea a sub-membranácea quando seca, glabra em ambas as faces, margem plana, eciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Racemos 3,5–4,5 × 0,1 cm, terminais, solitários, eretos, verde-claros; pedúnculo 1–1,4 cm compr., glabro; raque glabra, lisa; flores moderadamente dispostas; bractéola elíptico-ovada, glabra, esparsamente glandulosa, de margem inteira. Fruto ca. 1,5–2 mm compr., elipciforme, afilando em direção a base, ápice agudo; pedicelo ca. 2 mm compr.; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Cuba, Jamaica, Honduras, Nicarágua, Costa Rica, Panamá, Colômbia, Venezuela e Guiana. No Brasil ocorre no Amazonas, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina. No Rio de Janeiro é registrada apenas para os Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde foi coletada em locais úmidos da floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: Serra do Itatiaia, Três Picos, 27.VI.1930, fl., *A.C. Brade s.n.* (pró-parte R-22722); trilha do Hotel Simon para os Três Picos, 14.I.1997, fl. e fr., *J.M.A. Braga et al. 3806* (RB); trilha da cachoeira Véu de Noiva, próximo a ponte do Maromba, 1.100 ms.m., 4.VI.2005, fl. e fr., *D. Monteiro & G. Santos 126* (RB); trilha em direção as cachoeiras Itaporoni e Véu de Noiva, 1.200 ms.m., 5.VI.2005, fl. e fr., *D. Monteiro & G. Santos 132* (RB).

Peperomia tenella assemelha-se no campo quando estéril à *P. pseudoestrelensis*, diferindo desta, porém, por apresentar ramos hirsutos a glabrescentes, lâmina glabra em ambas as faces e, quando fértil, pelo tipo de inflorescência. Guimarães *et al.* (1984) e Yuncker (1974) encontraram tricomas esparsos na face adaxial da lâmina, o que não foi observado no material examinado. O nome do táxon deriva do latim *tenellus* (delgado, macio), com referência ao habito delicado da planta. Floresce e frutifica de janeiro a junho.

26. *Peperomia tetraphylla* (G. Forst.) Hook. & Arn., Bot. Beechey Voy. 97. 1832.

Erva 7–12 cm, epífita ou rupícola, estolonífera, reptante, cespitosa, semi-umbrófila; ramos prostados, ascendentes ou eretos, cilíndricos, com entre nós vináceos, anguloso-sulcados quando secos, esparsa a densamente hirtos ou glabrescentes, tricomas ca. 0,2 mm compr. Folhas 3–4 verticiladas; pecíolo 1–2 (–4) mm compr. glabrescente ou levemente hirto, canaliculado; lâmina 6–13 × 4–9 mm, ovada, rômbico-ovada, rômbico-elíptica, rômbica, base atenuada, aguda, ápice agudo a obtuso, às vezes contraído e cerdoso, não emarginado, coriácea, opaca, discolor,

glanduloso-impresso pontuada em ambas as faces, hirta em ambas as faces, glabrescente na face adaxial ou em ambas as faces, por vezes ciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3. Espigas 1,5–2,5 × 0,1–0,15 cm, terminais ou axilares, 1–3 eretas, verde-claras a branco-amareladas; pedúnculo 1–2 cm compr., moderada a densamente hirto, com tricomas do mesmo tamanho que o dos ramos; raque densamente coberta por tricomas híspidos; flores densamente dispostas; bractéola arredondada, densamente castanho-glandulosa, glabra, de margem inteira. Fruto 0,3–1 mm, elíptico, com ápice agudo, castanho-avermelhado, imerso na raque, ocultando a pseudocúpula basal; estigma apical.

Peperomia tetraphylla é de fácil reconhecimento e pode ser cultivada como ornamental (Guimarães & Giordano 2004). Os ramos prostados, ascendentes ou eretos, com entre nós vináceos, folhas quatro verticiladas, variegadas e suculentas, espigas com raque pilosa caracterizam o táxon. Yuncker (1974) diferenciou as variedades pelo tamanho da lâmina. Este caráter, porém, mostrou-se variável se sobrepondo nas variedades, sendo melhor utilizar apenas os tricomas. Os índios usam a planta na forma de infusão para banhos externos (Milliken 1997).

Chave para as variedades de *P. tetraphylla* no Parna do Itatiaia

1. Lâmina foliar glabrescente em ambas as faces, por vezes cerdosa no ápice ou ciliada apenas na metade superior .... 26c *P. tetraphylla* var. *valantoides*

1'. Lâmina foliar provida de tricomas em uma ou ambas as faces, ciliada em toda a margem
   2. Ramos com tricomas de mesmo comprimento da base até o ápice .... 26a *P. tetraphylla* var. *tetraphylla*
   2'. Ramos com tricomas da base diferentes dos do ápice........ 26b *P. tetraphylla* var. *tenera*

26a. *Peperomia tetraphylla* (G. Forst.) Hook & Arn. var. ***tetraphylla***, Bot. Beechey Voy. 97. 1832.

Ramos densamente hirtos, com tricomas do mesmo comprimento da base até o ápice. Lâmina foliar hirta em ambas as faces ou glabrescente na face adaxial, ciliada em toda a margem.

Distribuição geográfica e habitat: Trinidad, Cuba, Porto Rico, Jamaica, México, Américas Central e do Sul, exceto Belize, Nicarágua, Suriname, Chile e Uruguai, China, Etiópia, Uganda, Índia, Malásia, Nova Zelândia, Filipinas, Taiwan e Tailândia. Brasil, nos estados de Ceará, Pernambuco, Bahia, Mato Grosso, Goiás, Distrito Federal e em todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. No Parna ocorre na floresta ombrofila densa alto-montana.

Material examinado: trilha para a cachoeira do Escorrega, 22°20'87"S 44°37'21"W, 1.660 ms.m., 6.XII.2006, fl., *M. S. Yepes & A.A. Carvalho s.n.* (RB -435413).

O nome da variedade deriva do grego *tetra* (quatro) e *phyllon* (folha), referindo-se às folhas 4-verticiladas. Coletada com flor em dezembro.

26b. *Peperomia tetraphylla* var. ***tenera*** (Miq.) Yunck., Bol. Inst. Bot. (São Paulo) 3: 179. 1966. Fig. 6g-i

Caracteriza-se pelos ramos com tricomas hirtos no ápice e longo vilosos na base, medindo 0,5–1 mm compr. e pelas folhas hirtas em ambas as faces, ciliada em toda a margem.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil em todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. No estado do Rio de Janeiro foi registrada em Parati, Grumari e nos Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde ocorre na floresta ombrofila densa montana, alto-montana e campos de altitude.

Material examinado: planalto 2.400 ms.m., 14.XI.1954, fl., *A.C. Brade & G.F.J. Pabst, s.n.* (HB-10276); trilha do Hotel Simon para os Três Picos, 22°15'28"S 44°34'45"W, 1.500 ms.m., 23.XI.1994, fl., *J.M.A.*

Braga et al. 1625 (RB); trilha para o Alto dos Brejos, 28.X.2006, fl., *D. Monteiro et al. 197* (RB); quase no final da trilha para os Três Picos, 3.XII.2006, fl., *D. Monteiro & A.C. Giannerine 237* (RB).

O nome da variedade deriva do latim *tener* (tenro, macio). Coletada com flor de outubro a dezembro.

26c. *Peperomia tetraphylla* var. ***valantoides*** (Miq.) Yunck., Bol. Inst. Bot. (São Paulo) 3: 178. 1966. Fig. 6j-l

Difere da variedade típica pelos ramos esparsamente hirtos a glabrescentes e lâmina foliar glabrescente em ambas as faces, por vezes cerdosa no ápice ou ciliada apenas na metade superior.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil, nos estados do Espírito Santo, Rio de Janeiro, São Paulo e Santa Catarina. No Rio de Janeiro é conhecida apenas para os Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde foi encontrada com pouca freqüência na floresta ombrófila densa montana, alto-montana e nos campos de altitude, entre 850 e 2.600 ms.m.

Material selecionado: próximo à Registro 1.800 ms.m., 14.XI.1954, fl. e fr., *A. C. Brade & Pabst s.n.* (HB-10278); encosta, nas margens do rio Campo Belo, abaixo do Lago Azul, 22°15'28"S 44°34'45"W, 800 ms.m., 26.IX.1995, fl. e fr., *J. M. A. Braga et al. 2834* (RB); estrada que leva ao abrigo Rebouças, 18.X.1997, fl., *V. F. Ferreira 225* (RB); along road to Agulhas Negras, 22°25'S 44°40'W, 2.000-2.600 ms.m., on wet bank, 18.X.1997, fl., *L. R. Landrum 2137* (RB); trilha para os Três Picos, 1.080 ms.m., 22°26'16"S 44°36'49"W, fl., 10.VIII.2004, *D. Monteiro et al. 66* (RB); trilha para o Alto dos Brejos, 28.X.2006, fl., *D. Monteiro et al. 195, 196* (RB); trilha em direção a cachoeira do Itaporoni, 2.XII.2006, fl., *D. Monteiro & A. C. Giannerine 217* (RB).

O nome do táxon é por sua semelhança com as plantas do gênero *Valantia* L. (Rubiaceae). Coletada com flor em maio e de agosto a dezembro e com fruto em setembro e novembro.

27. *Peperomia trinervis* Ruiz & Pav., Fl. Peruv. 1: 32, tab. 50, fig. b. 1798. Fig. 6d-f

Erva 14–25 cm alt., epífita ou rupícola, estolonífera, semi-ciófila, moderada a densamente negro-glandulosa; ramos decumbentes, carnosos, cilíndricos, vináceos próximo à base e aos nós, sulcados quando secos, moderadamente vilosos, tricomas ca. 0,5 mm compr., às vezes formando uma linha. Folhas alternas; pecíolo 6–10 mm compr., canaliculado, viloso; lâmina 3–4,5 × 1,3–2 cm, elíptica, elíptico-lanceolada, elíptico-ovada, base aguda, decurrente, não cordada, ápice agudo, acuminado, papirácea, discolor, nítida na face adaxial, densamente negro-glandulosa em ambas as faces, glabrescente à esparso-vilosa na face adaxial, esparso a moderadamente vilosa na face abaxial, margem plana, ciliada no ápice; padrão de nervação acródromo basal; nervuras 3. Espigas 4,5–6,5 × 0,1 cm, axilares ou terminais, 1–3, eretas, branco-amareladas; pedúnculo 7–10 mm compr., glabrescente; bráctea peduncular ausente; raque verrucosa, foveolada, glandulosa, glabra; flores esparsas; bractéola arredondado-peltada, densamente castanho-glandulosa, glabra, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., globoso-ovóide, sem pseudocúpula basal, ápice com escudo oblíquo, não rostrado, negro-acastanhado, glanduloso, pouco imerso na raque; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: México, Colômbia, Equador, Peru e Bolívia. Brasil, no estado da Bahia e em todos os estados da Região Sudeste. No Rio de Janeiro ocorre em Petrópolis e no Parna do Itatiaia, onde foi encontrada de forma restrita e esparsa, na floresta ombrófila densa montana.

Material examinado: picada Barbosa Rodrigues, 20.X.1945, fl., *A. Barbosa & W. Barbosa 84* (RB); trilha em direção a cachoeira do Itaporoni, 2.XII.2006, fl., *D. Monteiro & A. C. Giannerine 212* (RB).

Material adicional examinado: SÃO PAULO: Votorantim, represa de Sorocaba, 14-23.III.1979, fl. e fr., *V.F. Ferreira 567* (RB). PERU, Chinchao, s.d., fl., *H. Ruiz & J.A. Pavón s.n.* (Holótipo MA, foto).

O espécime *A. Barbosa 84* encontrava-se em Yuncker (1974), determinado como *P. glabella* var. *nervulosa* (C.DC.) Yunck. Apesar de morfologicamente semelhantes, *P. trinervis* difere por possuir folhas maiores, vilosas e ramos também vilosos. Ichasso & Guimarães (1984) observaram em Santa

Catarina que as folhas dos ramos inferiores de alguns espécimes de *P. trinervis* por vezes se mostram orbiculares, além de possuirem espigas maiores, o que não foi observado no material examinado. Trelease (1936) e Yuncker (1974) citam o tamanho da espiga entre 6-10 cm de comprimento, entretanto os materiais de Itatiaia possuem espigas menores. O Parna do Itatiaia constitui uma nova localidade dessa espécie no Rio de Janeiro, onde é difíeil de ser encontrada. O nome do táxon deriva do latim *trinervis*, (trinérvio, com três nervuras), relacionado as três nervuras basais da lâmina foliar. Coletada com flor em outubro e dezembro.

28. *Peperomia trineura* Miq., Syst. Piperac. 1: 175. 1843. Fig. 7c

Erva 15–25 cm alt., epífita ou rupícola semi-ciófita; ramos eretos, crassos, quandragulares, anguloso-sulcados quando secos, glabros ou esparsamente hirtelos. Folhas 4–8 verticiladas subsésseis; pecíolo 1–2 mm compr., canaliculado, hirtelo; lâmina 8–13 × 3–6 mm, rômbico-elíptico-lanceolada, base aguda, contraída, ápice agudo a acuminado, fortemente contraído, cerdoso ou esparsamente hirtelo na metade superior, não emarginado, crassa a coriácea, moderadamente impresso-glandulosa na face abaxial, glabra em ambas as faces, margem revoluta, eciliada; padrão de nervação acródromo basal; nervuras 3, impressas na face adaxial. Espigas 5–9,5 × 0,1–0,2 em, terminais, solitárias, eretas, verde-elaras; pedúneulo 1–2 cm compr., glabro; raque foveolada, lisa, glabra; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-peltada, glandulosa, glabra, de margem inteira. Fruto ca. 0,5 mm compr., ovóide, pseudo-pedicelado, pouco imerso na raque quando maduro, deixando perceptível a pseudocúpula basal nítida, disposta até a porção mediana, ápice agudo; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil, em Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e em todos os estados da Região Sul. No estado do Rio de Janeiro ocorre apenas nos Parques Nacionais da Serra dos Orgãos e do Itatiaia, onde foi encontrada na floresta ombrófila densa montana e nos campos de altitude, entre 1.100 e 2.600 m.

Material examinado: Maromba, 1.000 ms.m., 11.1942, fl., *A.C. Brade 17186* (RB); estrada nova km 8, 21.II.1948, fl. e fr., *A. C. Brade 18886* (RB); planalto, proximidades do Brejo da Lapa, 22°15'28"S 44°34'45"W, 2.100 ms.m., 3.XII.1996, fl., *J. M. A. Braga et al. 3707* (RB); próximo à ponte do Maromba, 2.XII.2006, fl., *D. Monteiro & A.C. Giannerine 220* (RB).

Peperomia trineura é reconhecida pela filotaxia verticilada, tamanho e forma das folhas. Variações no tamanho e forma da lâmina foliar, por vezes em um mesmo espécime, aproxima o táxon de *P. trineuroides*, o que pode causar dúvida na identificação, como observado por Yuncker (1974). Entretanto, *P. trineura* apresenta-se menos robusta e com folhas mais estreitas e menores. Guimarães *et al.* (1985) observaram tricomas na face dorsal da lâmina, o que também não foi visto nos espécimes do Parna do Itatiaia. O nome do táxon está relacionado às três nervuras primárias das folhas. Floresce e frutifica de dezembro a fevereiro.

29. *Peperomia trineuroides* Dahlst., Kongl Svenska Vetensk. Acad. Handl. 33(2): 198, tab. 8, fig 2. 1900. Fig. 7g

Erva 20–30 em alt., rupícula, ereta, semi-ciófila; ramos crassos, cilíndricos, com nós vináceos, anguloso-suleados quando secos, esparso-hirtelo a glabros. Folhas 4–7 verticiladas; pecíolo 2–5 mm compr., canaliculado, minutamente hirtelo a glabrescente; lâmina 1,2–2 × 0,8–1,5 cm, rômbico-lanceolada, rômbieo-obovada, base aguda, atenuada, ápice contraído, agudo a obtuso, às vezes cerdoso ou esparsamente hirtelo na metade superior, não emarginado, crassa a papirácea quando seca, ligeiramente discolor, nítida na face adaxial, densa a moderadamente impresso-glandulosa na faee abaxial, glabra em ambas as faces, margem revoluta, eeiliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, broquidódromo; nervuras 3, impressas na face adaxial. Espigas 7–14 × 0,1–0,2 cm, terminais, solitárias, flexuosas, verde-claras; pedúnculo 1,5–2 cm compr.,

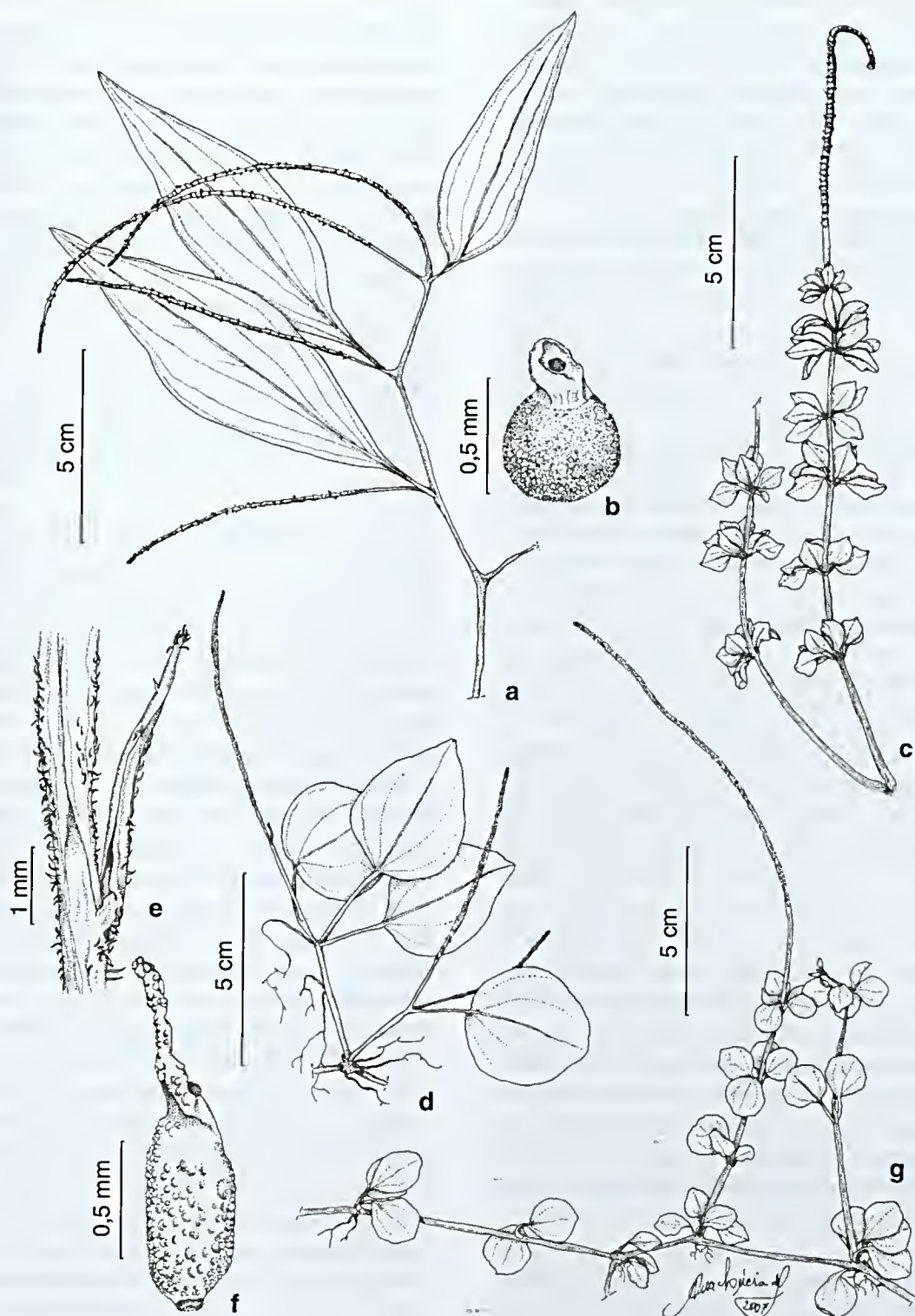



Figura 7 – a-b. *Peperomia velloziana* Miq. – a. hábito; b. fruto. c. *P. trineura* Miq. – c. hábito. d-f. *P. urocarpa* – d. hábito; e. bráctea peduncular; f. fruto. g. *P. trineuroides* Dahlst. – g. hábito. (a-b *Monteiro 152*; c *Pereira 8*; d-f *Monteiro 123*; g *Monteiro 109*).

glabro; raque verrucosa, foveolada, glabra; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-peltada, glandulosa, glabra, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., ovóide, ápice agudo, pouco imerso na raque, deixando nítida a pseudocúpula basal, disposta até a porção mediana, pseudo-pedicelado, vermelho-acastanhado; estigma apical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil, no Rio de Janeiro, São Paulo, Minas Gerais e em todos os estados da Região Sul. No estado do Rio de Janeiro ocorre apenas nos Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde foi encontrada nos campos de altitude, entre 2.300 e 2.700 m.

Material selecionado: rochedos da Serra do Itatiaia, 2.300 ms.m., III.1894, fl., *E. Ule 277* (RB); Retiro, 13.V.1902, fl., *P. Dusén s.n.* (R-39.060); planalto, próximo ao cume das Prateleiras, 2.500 ms.m., 10.III.2005, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 109* (RB, S); Agulhas Negras, 2.700 ms.m., em pequeno fragmento na subida para o pico, 8.VIII.2006, fl., *J. P. S. Condack & D. Monteiro 518* (RB).

Material adicional examinado: RIO GRANDE DO SUL: Santo Angelo, 4.II.1893, fl., *G. O. A. Malme 538* (Sintipo S, foto *apud* Yuncker 1974).

Peperomia trineuroides é reconhecida pela forma, filotaxia e tamanho das folhas. Yuncker (1974) encontrou variações no tamanho das folhas, freqüentemente no mesmo ramo, porém manteve *P. trineuroides* como espécie distinta (*sensu* Dahlstedt 1900). O autor comparou a espécie a *P. trineura* diferindo pelas folhas largas, espigas mais longas e por ser mais robusta. A diferenciação morfológica entre estas espécies é pouco consistente e por esta razão estão sendo desenvolvidos estudos mais acurados. O nome do táxon está relacionado às três nervuras primárias das folhas e à semelhança com *P. trineura*. Coletada com flor em março, maio e agosto e com fruto em março.

30. *Peperomia urocarpa* Fisch. & C.A. Mey., Index Sem. (St. Petersburg) 4: 42, n. 1577. 1838.
Fig. 7d-f

Erva 12–20 cm alt., epífita ou rupícola, estolonífera, reptante, semi-umbrófila, vilosa, tricomas ca. 0,5 mm compr.; ramos ascendentes, carnosos, cilíndricos, densamente vilosos. Folhas alternas; pecíolo 1,5–3,5 (–4) cm compr., canaliculado, moderada a densamente viloso, tricomas mais concentrados no ápice; lâmina 3–5 × 2,5–4 cm, ovada, base obtusa, arredondada a cordada, ápice agudo, suculenta, papirácea quando seca, discolor, nítida na adaxial, vilosa em ambas as faces, tricomas moderadamente dispostos na face adaxial e esparsamente dispostos ao longo das nervuras da face abaxial, margem plana, ciliada; padrão de nervação misto, acródromo basal, camptódromo; nervuras 5. Espigas (2,5–) 4,5–5,5 × 0,1 cm, eretas, 1–2, terminais ou opostas às folhas; pedúnculo 2,3–4 cm compr., moderada a densamente viloso; bráctea peduncular ca. 4,5 mm compr., falcado-lanceolada, moderadamente glandulosa, esparsamente vilosa, cerdosa no ápice; raque foveolada, lisa, glabra; flores densamente dispostas; bractéola ovado-arredondada, glandulosa, glabra, de margem inteira. Fruto ca. 1,5 mm compr, elíptico, ápice rostrado, marrom-acastanhado, glanduloso, glabro, pouco imerso na raque quando maduro; estigma apical, na base do rostro.

Distribuição geográfica e habitat: Porto Rico, República Dominicana, México, América Central, Colômbia, Venezuela, Equador, Peru, Paraguai, Uruguai e Argentina. No Brasil ocorre no Rio Grande do Norte, Bahia, Brasília e em todos os estados das Regiões Sudeste e Sul. Apresenta vasta e expressiva dispersão por toda a faixa de floresta ombrófila densa do Parna do Itataiaia.

Material selecionado: Monte Serrat, 23.VII.1902, fl., *P. Dusén 774* (R); estrada do Maromba, km 2,5, 6.X.1945, fl., *A. Barbosa & W. Barbosa 92* (RB); rio Taquaral, 7.X.1945, fl., *A. Barbosa & W. Barbosa 88* (RB, RFA); Donati, 20.IV.1962, fl., *A. Castellanos 23956* (RB, GUA); trilha para os Três Picos, 22°25'88"S 44°36'41"W, 1.210 ms.m., 10.VIII.2004, fl., *D. Monteiro et al. 72* (RB); atrás do alojamento 3, em trilha próxima ao rio, 4.VI.2005, fl. e fr., *D. Monteiro & G. Santos 114* (RB, SP); trilha atrás do abrigo 4, próximo a cachoeira, 4.VI.2005, fl. e fr., *D. Monteiro & G. Santos 123* (RB, S); trilha na margem do Lago Azul, 17.III.2005, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 150* (RB, BHCB); trilha do Hotel Simon, 1.000 ms.m., 19.III.2005, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 168* (RB).

Peperomia urocarpa é de fácil reconhecimento no Parna do Itatiaia, sendo os caracteres diagnósticos o hábito reptante, as lâminas ovadas e os frutos elípticos com ápice rostrado. Segundo Trelease & Yuncker (1950) a espécie se assemelha de *P. serpens* (Sw.) Loudon, diferindo pelas folhas mais largas e as longas espigas. Apesar de Yuncker (1974) comentar sobre 1–2 brácteas pedunculares, apenas uma foi vista nos materiais do Parna do Itatiaia, assim como observado por Carvalho-Silva & Cavalcanti (2002). O nome do táxon deriva da palavra grega *uro* (rabo, cauda) e *carpo* (frutos), como referência à forma alongada do ápice dos frutos. Floresce e frutifica de março a outubro.

31. *Peperomia velloziana* Miq., Syst. Piperac. 1: 88. 1843. Fig. 7a-b

Erva 20–35 cm alt., epífita ou rupícula, umbrófila, glabra; ramos eretos ou decumbentes, estoloníferos, cilíndricos, suculentos, não alados, ligeiramente sulcados quando secos. Folhas alternas; pecíolo 6–13 mm compr., canaliculado, sem linha de tricomas; lâmina 7–11,5 × 2–3,4 cm, rômbeo-lanceolada, elíptico-lanceolada, base aguda, cuneada, decurrente, não peltada, ápice agudo, acuminado, não emarginado, cartácea a translúcido-membranácea quando seca, discolor, esparso-glandulosa na face abaxial, margem plana, eciliada; padrão de nervação misto, acródromo supra-basal, camptódromo; nervuras 6–8. Espigas 6,5–13 × 0,1 cm, axilares ou terminais, 1–2, eretas, verde-claras; pedúnculo 0,8–2 cm compr.; raque lisa, foveolada; flores densamente dispostas; bractéola arredondado-peltada, esparsamente castanho glandulosa, de margem inteira. Fruto ca. 1 mm compr., globoso-ovóide, ápice com escudo oblíquo, densamente glanduloso, pouco imerso na raque, por vezes dorsalmente; estigma subapical.

Distribuição geográfica e habitat: Brasil, em Goiás, Bahia, Distrito Federal, Paraná e todos os estados da Região Sudeste. No Rio de Janeiro é registrada apenas para os Parques Nacionais da Serra dos Órgãos e do Itatiaia, onde ocorre de forma pouco freqüente na floresta ombrófila densa montana.

Material selecionado: Maromba, 1.100 ms.m., 4.III.1962, fl. e fr., *E. Pereira et al. 6989* (HB); estrada para o Lago Azul, 17.III.2006, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 152* (RB, SP); estrada para o Véu de Noiva; ca. 1.100 ms.m., 19.III.2006, fl. e fr., *D. Monteiro et al. 169* (RB); trilha para a cachoeira do Itaporoni, 2.XII.2006, fl., *D. Monteiro & A. C. Giannerine 211* (RB).

Material adicional examinado: BRASIL. sem localidade, s.d., fl., *F. Sellow s.n.* (Isótipo K – foto *apud* Yuncker 1974).

Peperomia velloziana é reconhecida pelos ramos decumbentes, folhas rômbeo-lanceoladas, elíptico-lanceoladas com padrão de venação misto acródromo supra-basal, camptódromo e espigas longas, sendo bastante ornamental. Carvalho-Silva & Cavalcanti (2002) descrevem o padrão de nervação como hifódromo e observaram frutos com forma ovado-elíptica, sementes rugosas e duas brácteas pedunculares opostas, na base do pedúnculo, de 2–3 mm compr., eretas e glabras com ápice obtuso. Na área de estudo, a espécie foi recoletada após 34 anos. O nome do táxon foi dado em homenagem a Vellozo. Floresce e frutifica de dezembro a março.

Agradecimentos

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq pelas bolsas concedidas. À Escola Nacional de Botânica Tropical, ao Programa Mata Atlântica/Petrobrás e ao Parque Nacional de Itatiaia pela infra-estrutura. Aos curadores dos herbários consultados. Aos pesquisadores Drª Andréa Ferreira da Costa, Drª Rafaela Campostrini Forzza e Dr. Vidal de Freitas Mansano pelas sugestões e participação como membros da banca examinadora. A todos os amigos que contribuíram para a realização deste trabalho e a ilustradora botânica Ana Lúcia de Souza.

Referências Bibliográficas

Barros, W. D. 1955. Parque Nacional do Itatiaia. Serviço de Informação Agrícola, Rio de Janeiro, 67p.

Bornstein, A.J. 1989. Taxonomic studies in the Piperaceae – I. The pedicellate pipers of México and Central América (*Piper* subg. *Arctottonia*). Journal of the Arnold Arboretum 70(1): 1-55.

Brade, A. C. 1956. A Flora do Parque Nacional do Itatiaia. Boletim nº 5. Ministério da Agricultura, Serviço Florestal, 137p.

Burger, W. C. 1971. Piperaceae. *In:* Burger, W. (ed.). Flora Costaricensis. Fieldiana: Botany 35: 5-227.

Carvalho-Silva, M. & Cavalcanti, T. B. 2002. Piperaceae. *In*: Cavalcanti, T. B. & Ramos, A. E. (org.). Flora do Distrito Federal 2: 93-124.

Corrêa, M. P. 1984. Dicionário das Plantas Úteis do Brasil e das Exóticas cultivadas. Vol. 5. Ministerio da Agricultura, Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal, Rio de Janeiro.

Dahlstedt, H. 1900. Studien uber Sud-und Central-Amerikanische Peperomien. Kungl. Svenska. Vetenskaps Akademiens Handlingar 33(2): 1-218.

Dusén, P. K. H. 1905. Sur la Flore de la Serrra do Itatiaya. Arquivos do Museu Nacional, Rio de Janeiro 13: 1-120.

Guimarães, E. F.; Ichaso, C. L. F. & Costa, C. G. 1984. Piperaceae. 4. *Peperomia*. *In*: Reitz, R. (ed.). Flora Ilustrada Catarinense. Itajaí, 112p.

Guimarães, E. F.; Ichaso, C. L. F. & Mautone, L. 1985. *Peperomia* Ruiz e Pav. do Parque Nacional da Serra dos Órgãos, Bol. Mus. Bot. Kuhlmann 8(2):15-50.

Guimarães, E. F. & Giordano, L. C. S. 2004. Piperaceae do Nordeste Brasileiro I: estado do Ceará. Rodriguésia 55(84): 21-46.

Hickey, L. J. 1974. Clasificacion de la arquitectura de las hojas de dicotiledoneas. Boletin de la Sociedad Argentina de Botanica 16(1-2): 1-26.

Hickey, M; & King, C. 2003. The Cambridge Ilustrated Glossary of Botanical Terms. Cambridge University Press, New York, 208p.

Howard, R. A. 1973. Notes on the Piperaceae of the Lesser Antilles. Journal of the Arnold Arboretum 54: 377-411.

Ichaso, C. L. F. & Guimarães, E. F. 1984. Piperaceae do Município do Rio de Janeiro – II. *Peperomia* Ruiz & Pavon. Rodriguesia 36 (59): 47-60.

Jaramillo, M. A.; Manos, P. S. & Zimmer, E. A. 2004. Phylogenetic relationships of the perianthless Piperales: reconstructing the evolution of floral development. International Journal of Plant Sciences 165(3): 403-416.

Langfield, R. D.; Scarano, F .J.; Heitzman, M. E.; Kondo, M.; Hammond, G. B. & Neto, C. C. 2004. Use of a modified microplate bioassay method to investigate antibacterial activity in the Peruvian medicinal plant *Peperomia galioides*. Journal of Ethnopharmacology 94: 279-281.

Lorenzi, H. & Matos, F. J. A. 2002. Plantas Medicinais no Brasil: nativas e exóticas. Instituto Plantarum, 512p.

Martinelli, G. 1989. Campos de Altitude – High Altitude Fields. Index, Rio de Janeiro, 152p.

Medeiros, E. S. 2006. Flora do Parque Estadual de Ibitipoca, Minas Gerais, Brasil – Família Piperaceae. Dissertação de Mestrado. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro/Escola Nacional de Botânica Tropical, 127p.

Milliken, W. 1997. Plants for Malaria, Plants for Fever: Medicinal species in Latin America – a bibliographic survey. The Royal Botanic Gardens, 116p.

Miquel, F. A. G. 1871. Enumeratio Piperaccarum. *In*: Baumhaer, E. H. von. (ed.). Archives Neerlandeises des sciences exactes et naturalles 6: 168-176.

Parque Nacional do Itatiaia. Disponível em: http://www.ibama.gov.br/parna_itatiaia/. Acesso em: 2006.

Ribeiro, K. T. & Medina, B. M. O. 2002. Boletim do Parque Nacional do Itatiaia nº 10 - Estrutura, Dinâmica e Biogeografia das Ilhas de Vegetação sobre Rocha do Planalto do Itatiaia. Itatiaia, RJ. Parque Nacional do Itatiaia/Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 84p.

Rizzini, C. T. 1960. Sistematização terminológica da folha. Rodriguésia 23-24(35-36): 193-203.

_____. 1978. Latim para biologistas. Academia Brasileira de Ciências, 203p.

Rizzini, C. T. & Rizzini, C. M. 1983. Dicionário botânico clássico latino-português abonado. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, IBDF, 282p.

Trelease, W. 1936. Piperaceae. *In*: Macbride, J. F. (ed.). Flora of Peru. Field museum of natural history Botanical series 13(2): 3-253.

Trelease, W. & Yuncker, T. G. 1950. The Piperaceae of Northern South América. University of Illinois Press, Urbana, 837p.

Veloso, H. P.; Rangel Filho, A. L. R. & Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. IBGE - Departamento de Recursos Naturais e Estudos Ambientais, 123p.

Wanke, S.; Samain, M.S.; Vanderschaeva, L.; Mathieu, G.; Goetghebeur, P. & Neinhuis, C. 2006. Phylogeny of the genus *Peperomia* (Piperaceae) inferred from the trnk/matk region (cpDNA). Plant Biology 8: 93-102.

Yuncker, T.G. 1950. Piperaceae. *In*: Woodson, R. E. & Schery, R. W. (eds.) Flora of Panama, Annals of the Missouri Botanical Garden 37 (1): 1-120.

_____. 1953. The Piperaceae of Argentina, Bolivia and Chile. Lilloa 27: 8-303.

_____. 1958. The Piperaceae – A family profile. Brittonia 10: 1-7.

_____. 1974. The Piperaceae of Brazil III – *Peperomia;* Taxa of uncertain status. Hoehnea 4: 71-413.

Índice de coletores

Alves 662 (10). **Araújo** 2044 (10); 1706 (20). **Barbosa** 90 (7); 91 (11a); 82 (12); 85 (14); 89 (16); 80 (17); 86 (18); 83 (22); 81 (22); 87 (24); 84 (27); 88, 92 (30). **Bautista** 290 180 (10). **Brade** 18827, s.n. - HB 10277 (2); 17436, s.n. - RB-69192 (3); 14635, 20192 (4); 10248 (6); 18814, 18818, 20238 (7); 17470 (8); 17437, 20237, 20239 (10); 18815 (11a); 10501, 14665, 17309, 20186 (14); 14634 (15); 10330 (17); 18859 (20); s.n. - pró-parte R- 22722 (25); s.n - HB-10276 (26b); s.n. - HB-10278 (26c); 17186, 18886 (28). **Braga** 2002, 2285, 2421, 2802, 2938, (1); 1560, 3725 (2); 2616, 2801 (7); 1943, 3213 (10); 2618 (12); 1352, 3804 (16); 1391, 2608, 2531 (17); 1327, 3724 (18); 2434 (21); 2973 (22); 3805 (24); 3806 (25); 2834 (26c); 1625 (26b); 3707 (28); 2860 (29). **Braga** 2447 (10). **Câmara** 11685 (20); 11688 (24); s.n. - RB-197154 (31). **Carauta** 362 (14). **Castellanos** 23329 (12); 23102 (13); 23956 (30). **Carvalho-Silva** 292 (11). **Condack** 460 (8); 518 (29). **Duarte** 861, (10); 875 (14). **Dusén** 761 (9); 667 (10); 760 (11); s.n. - R-39.060 (29); 774 (30). **Ferreira** 125 (11a); 225 (26c); 567 (27). **Freitas** 923 (10). **Gardner** 119/2 (7). **Gaudichaud** 282 (5). **Giordano** *793* (6); 796 (17); 794 (18). **Glaziou** 8942 (8). **Guedes** 2463 (2); 2499 (4); 2458, 2480 (6); 2545 (17); 2479 (26c). **Kaempfe** s.n. - RB 87282 (29). **Kuhlmann** s.n. – SP 40200 (7); s.n. - RB 21190 (26c). **Landrum** 2137 (26c). **Lima** 334, 335 (6). **Maas** 3218 (20). **Malme** 522 (9); 206 (18); 538 (29). **Marinho** 166 (1). **Marquete** 4069b, 4069c (18). **Martinelli** 1078, 3250 (1); 1598, 9244 (4); 1604, 1614 (10); 11633 (23); 10780 (30). **Martins** 105 (10). **Martius** s.n. (16). **Mattos** 20362 (RB). **Melo** s.n. - RB 148591 (12). **Monteiro** 113 138 (1); 62, 68, 90, 209, 231 (2); 128, 130, 148, 170 (3); 115, 116, 147, 149 (4); 56 (5); 57, 63, 64, 67, 74, 89, 91, 100; 101, 134 (7); 65, 194, 230 (8); 78, 107, 127, 183 (10); 215, 218 (11); 157 (11a); 76, 97, 98, 103, 105, 133, 135 (13); 60, 75, 81, 92, 96, 104, 118 (14); 73, 119, 153 (17); 121, 125 (19); 70, 88, 93, 236 (18); 79, 129 (21); 214 (22); 166 (23); 198, 200, 238 (24); 126, 132 (25); 197, 237 (26b); 66, 83, 195, 196, 217 (26c); 212 (27); 220 (28); 109, 172 (29); 72, 114, 123, 150, 168 (30); 169, 152, 211 (31). **Monteiro** s.n. - RBR 16.189 (4); 18/62 (11a). **Mosén** 2568 (7). **Occhioni** s.n. - RFA 4383, 7095, 8687 (10); s.n. – RFA 4380 (14). **Pastore** 634 (23). **Peixoto** 690 (24). **Pereira** 5709, 6990 (10); 6988 (13); 6989 (31). **Pereira** 8 (28). **Porto** 739 (6). **Ramos** 26 (26c). **Ribeiro** s.n. - RFA 28799 (10). **Rossi** 1594 (8). **Ruiz** s.n. (27). **Sampaio** 4163 (9). **Schenck** 1017 (7). **Segadas-Vianna** s.n. - RFA 22869 (10); s.n. – RFA 22871 (21). **Sellow** s.n. (13); s.n. (31). **Silva Neto** 882 (2); 898 (7). **Strang** 339, 795, 962 (10); 963 (31). **Sucre** 4644 (10). **Sylvestre** 1832 (26c). **Ule** 276 (10); 8590 (19); 277 (29). **Yepes** s.n. – RB 435413 (26a).

Estudios en las Apocynaceae neotropicales XXXIV: una nueva especie de *Echites* (Apocynoideae, Echiteae) para Costa Rica

J. Francisco Morales[1]

Resumen

(Estudios en las Apocynaceae neotropicales XXXIV: una nueva especie de *Echites* (Apocynoideae, Echiteae) para Costa Rica) Se describe y ilustra *Echites candelarianus*, una nueva especie endémica al Valle del río Candelaria en Costa Rica y se discuten sus relaciones con *E. turbinatus*, la especie más relacionada.
Palavras-chave: Gentianales, Apocynaceae, *Allotoonia*, Mesoamérica.

Abstract

(Studies in the neotropical Apocynaceae XXXIV: A new species of *Echites* (Apocynoideae, Echiteae) from Costa Rica) *Echites candelarianus*, a new species endemic to the valley of the River Candelaria, Costa Rica, is described and illustrated and its relationship with *E. turbinatus* is discussed.
Key words: Gentianales, Apocynaceae, *Allotoonia*, Central America.

Con base en los resultados de un análisis cladístico de caracteres morfológicos (Williams 2004), Morales & Williams (2004) describieron el género *Allotoonia*, el cual fue propuesto para albergar los cinco taxones incluidos en *Echites* subgénero *Pseudechites* (Woodson 1936). Sin embargo, estudios filogéneticos recientes basados en indicadores moleculares y morfológicos (Livshultz *et al.* 2007) no apoyan dicha propuesta taxonómica y sugieren que las especies de *Allotoonia* deben ser tratadas de nuevo bajo *Echites*. Ante esta nueva evidencia, *Allotoonia* debe reducirse a la sinonimia de *Echites*, de manera que este último género alberga aproximadamente 10 especies (*E. agglutinatus* Jacq., *E. candelarianus* J. F. Morales [descrito aquí] *E. darienensis* J. F. Morales, *E. puntarenensis* J. F. Morales, *E. turbinatus* Woodson, *E. tuxtlensis* Standl., *E. umbellatus* Jacq., *E. woodsonianus* Monach. y *E. yucatanensis* Millsp. *ex* Standl.), distribuidas desde el SE de Estados Unidos (Florida) y las Antillas hasta Panamá.

Durante la exploración de zonas botánicamente desconocidas en la región del valle del Candelaria en el Pacífico Central de Costa Rica, se descubrió una especie de *Echites*, la cual no concuerda con ninguna de las especies conocidas en el género ni en la región (Morales 1997a; Morales & Williams 2004; Woodson 1936). Por lo tanto, es descrita a continuación.

Echites candelarianus J. F. Morales, *sp. nov.* **Tipo**: COSTA RICA. San José: Acosta, valle del Candelaria, Fila San Jerónimo, camino a Fila Pital, por quebrada San Jerónimo, 9.V.2004, fl. e fr., *J. F. Morales & B. Hammel 10600* (holotipo, INB; isotipos, CR, HUA, K, MEXU, MO, NY, RB, Z). Fig. 1

A Echites turbinatus *Woodson cui affinis, inflorescentiis longioribus, sepalis 0,9–1,2 mm longis (vs. 2–3,5 mm), corollae lobis 10–12 mm longis (vs. 17–27 mm) et antheris 2–2,2 mm longis (vs. 3–3,5 mm) differt.*

Liana, tallos jóvenes conspicuamente aplanados, cilíndricos a subcilíndricos con la edad, glabros, la secreción acuosa. Hojas con pecíolo (7–)9–15 mm largo; lamina 7,2–12,5 × 3,4–7,2 cm, elíptica, ápice caudado-acuminado, base obtusa a redondeada, membranáceas, glabras, venas secundarias levemente impresas, las terciarias no evidentes. Inflorescencias más largas que las hojas adyacentes, flores laxamente dispuestas, glabras, pedúnculo 5–7,6 cm largo, pedicelos 0,8–1,5 cm largo, brácteas 0,5–1,6 mm largo, linear-ovadas, acuminadas, escariosas; sépalos 0,9–1,2 × 0,9–1,1 mm, glabros, ápice agudo, coléteres enteros a subenteros; corola hipocrateriforme, verde, glabra externamente, tubo 4–4,5 mm largo, inflado, con conspicuos surcos longitudinales

Artigo recebido em 08/2007. Aceito para publicação em 12/2007.
[1]Instituto Nacional de Biodiversidad (INBio), Apartado 22-3100, Santo Domingo, Heredia, Costa Rica. fmorales@inbio.ac.cr

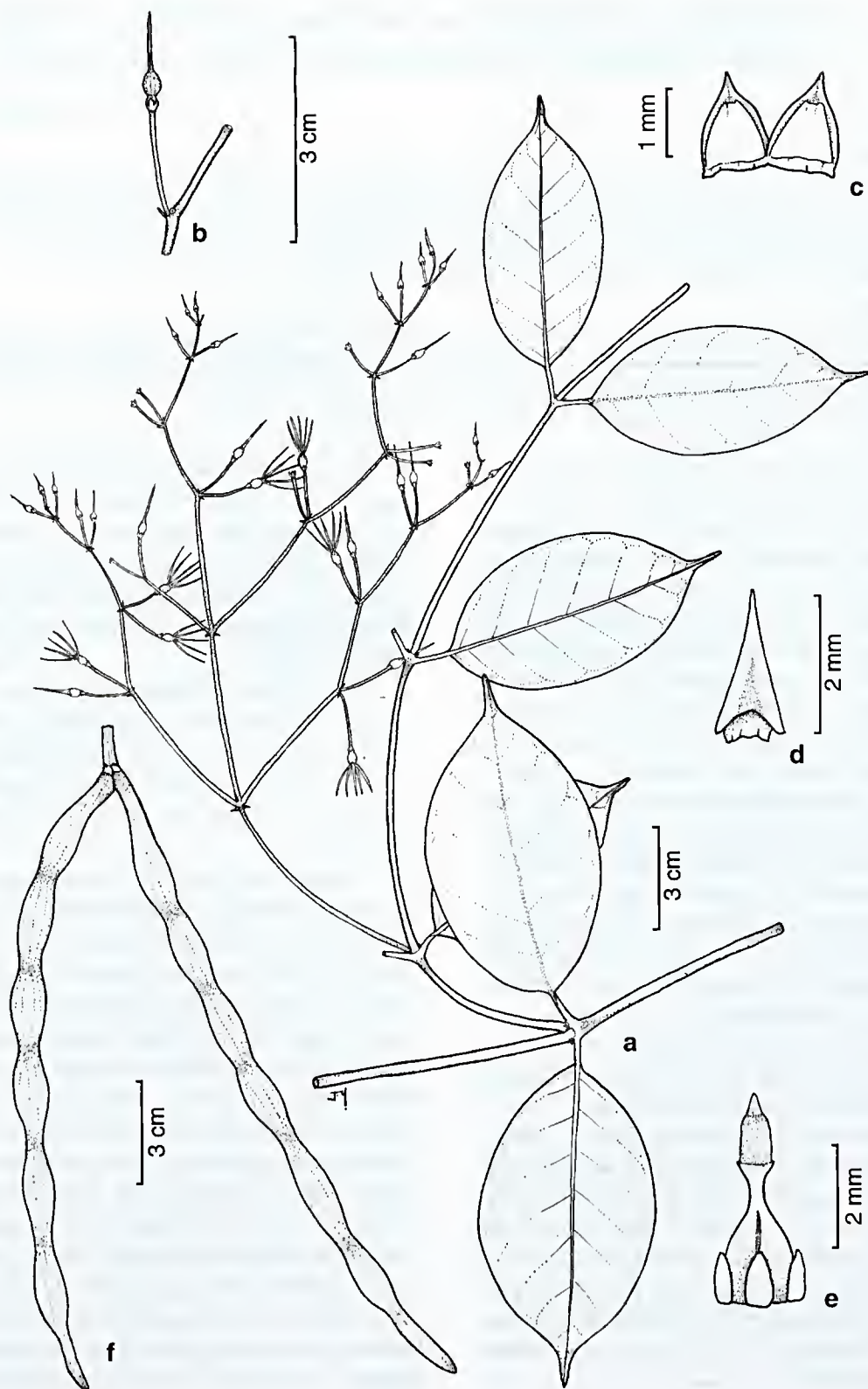



Figura 1 – *Echites candelarianus* J.F. Morales – a. ramo en flor; b. cáliz, pedicelo y bráctea; c. dos sépalos y colétercs, vista adaxial; d. antera, vista dorsal; e. gineceo y nectarios; f. folículos. (*Morales 10600*)

en la posición de los estambres, 1,3–1,7 mm diámetro en base, 2–2,6 mm diámetro en la mitad distal, lóbulos 10–12 × 0,5–0,7 mm, más anchos cerca de la base, glabros, no torcidos en espiral o apenas con una leve torción distal; anteras 2–2,2 mm de largo, glabras dorsalmente, base sagitada, costillas infraestaminales esparcidamente puberulentas a glabrescentes; ovario 1,5–1,8 mm largo, glabro, cabeza estigmática 1,2–1,4 mm largo, ovario 1,3–1,5 mm largo, nectarios cinco, separados, ca. la mitad de la longitud total del ovario. Folículos 19–24 × 0,5–1,1 cm, levemente moniliformes, glabros.

Distribución, habitat y ecología: endémica a Costa Rica, donde se conoce del Valle del río Candelaria en la región de San Jerónimo de Acosta (ca. 4 km al O de Sabanillas), en bosques muy húmedos en elevaciones de 300–500 m. Flores y frutos se reportan entre marzo y mayo.

Echites candelarianus se encuentra cercanamente relacionada con *E. turbinatus*, de la que difiere por sus inflorescencias conspicuamente más largas que las hojas adyacentes (vs. más cortas), sépalos de ca. 1 mm de largo y con el ápice agudo (vs. 2–3,5 mm de largo y con el ápice acuminado), lóbulos de la corola mucho más cortos (10–12 mm vs. 17–27 mm) y anteras más pequeñas (2–2,2 mm vs. 3–3,5 mm). Aunque los especimenes secos de ambas especies son muy similares, las diferencias morfológicas son contrastantes y sin traslape en los especimenes examinados. Adicionalmente, *E. turbinatus* crece en bosques montanos y nubosos entre los 1500 y 2350 m de elevación en las Cordilleras Central y de Talamancas, mientras que *E. candelarianus* crece en bosques muy húmedos entre los 300 y 500 m de elevación en el Valle del Candelaria. Las semillas de esta nueva especie son aún desconocidas, dado que las dos colecciones que se conocen solo poseen frutos maduros y carecen de semillas. Aunque se ha visitado la localidad tipo en diversas ocasiones, no se han localizado más frutos.

El epíteto de esta especie honra El Valle del río Candelaria, en el cantón de Acosta, San José. Esta región fue dramáticamente deforestada en su mayor parte hace más de 300 años y en la actualidad solo persisten pequeñas áreas boscosas. Sin embargo, la gran diversidad florística de esta zona pasó desapercibida hasta después de 1990, cuando comenzaron una serie de expediciones que han dado como resultado nuevas especies endémicas (e.g., Barrie 2004; González & Morales 2004; Morales 1997 b, 1999, 2006; Rodríguez 2004; Morales & Rodríguez 2005; Stevens 2005), así como nuevos registros (Morales & Hammel, en prep.) para la flora de Costa Rica.

Paratipos: COSTA RICA. SAN JOSÉ: Acosta, Fila San Jerónimo, fila que baja a Fila Pital y río Candelaria, 30.III.2007, fl. e fr., *J. F. Morales 15475* (INB, MO).

Agradecimientos

Quiero agradecer a Mary Endress (Z) por sus sugerencias y apoyo crítico que han permitido una retroalimentación continúa a través de varios años. Esta investigación fue posible además gracias al convenio de cooperación entre el Ministerio de Ambiente y Energía (MINAE) y el Instituto Nacional de Biodiversidad (INBio) con el fin de completar el Inventario Nacional de Biodiversidad en Costa Rica.

Referencias Bibliográficas

Barrie, F. 2004. Synopsis of *Plinia* (Myrtaceae) in Mesoamerica. Novon 14: 380-400.

González, L. & J. F. Morales. 2004. Una nueva especie de *Struthanthus* (Loranthaceae) para Costa Rica. Sida 21: 97-102

Livshultz, T.; Middleton, D.; Endress, M. & Williams, J. K. 2007. Phylogeny of Apocynoideae and the Apsa clade (Apocynaceae *s.l.*). Annals of Missouri Botanical Garden 94: 324-359.

Morales, J. F. 1997a. A reevaluation of *Echites* and *Prestonia* sect. *Coalitae* (Apocynaeae). Brittonia 49: 328-336.

______. 1997b. Three new taxa for the flora of Costa Rica. Phytologia 81: 361-364.

______. 1999. Seis nuevas especies de *Vriesea* section *Xiphion* (Bromeliaceae: Tillandsoideae) para Costa Rica. Novon 9: 401-406.

______. 2006. *Panopsis acostana* (Proteaceae), una nueva especie del Pacífico Sur de Costa Rica. Brenesia 66: 69-73.

Morales, J. F. & Williams, J. 2004. *Allotoonia*, a new neotropical genus of Apocynaceae based on a subgeneric segregate of *Echites*. Sida 21: 133-158.

Morales, J. F. & Rodríguez, A. 2005. Sinopsis del género *Sphyrospermum* (Ericaceae) en Costa Rica, con una nueva especie. Novon 15: 335-337.

Rodríguez, A. 2004. Cinco nuevas especies de *Mortoniodendron* (Tiliaceae) para Costa Rica. Novon 14: 476-485.

Stevens, W. D. 2005. New and interesting milkweeds (Apocynaceae, Asclepiadoideae). Novon 15: 602-619.

Williams, J. K. 2004. Polyphyly of the genus *Echites* (Apocynaceae: Apocynoideae: Echiteae): evidence based on a morphological cladistic analysis. Sida 21: 117-131.

Woodson, R. 1936. Studies in the Apocynaceae. IV. The American genera of Echitoideae. Annals of Missouri Botanical Garden 23: 169-438.

Thelypteris subg. *Amauropelta* (Thelypteridaceae) da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil

Adriana A. Arantes[1], *Jefferson Prado*[2] & *Marli A. Ranal*[1]

Resumo

(*Thelypteris* subg. *Amauropelta* (Thelypteridaceae) da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil) O presente trabalho apresenta o tratamento taxonômico para as espécies de *Thelypteris* subgênero *Amauropelta* que ocorrem na Estação Ecológica do Panga. Thelypteridaceae mostrou-se uma das mais representativas da pteridoflora local, com 14 espécies de *Thelypteris* segregadas em quatro subgêneros (*Amauropelta*, *Cyclosorus*, *Goniopteris* e *Meniscium*). Na área de estudo, o subgênero *Amauropelta* está representado por quatro espécies, *Thelypteris heineri*, *T. mosenii*, *T. opposita* e *T. rivularioides*. São apresentadas descrições, chave para identificação das espécies, comentários, distribuição geográfica e ilustrações dos caracteres diagnósticos.

Palavras-chave: samambaias, Pteridophyta, cerrado, flora, taxonomia.

Abstract

(*Thelypteris* subg. *Amauropelta* (Thelypteridaceae) of the Ecological Station of Panga, Uberlândia, Minas Gerais State, Brazil) This paper provides the taxonomic treatment for the species of *Thelypteris* subgenus *Amauropelta* in the Ecological Station of Panga. Thelypteridaceae is one of the richest families in the area, with 14 species of *Thelypteris* segregated in four subgenera (*Amauropelta*, *Cyclosorus*, *Goniopteris*, and *Meniscium*). In the area the subgenus *Amauropelta* is represented by four species, *Thelypteris heineri*, *T. mosenii*, *T. opposita*, and *T. rivularioides*. Descriptions, identification key, comments, geographical distribution and illustrations of diagnostic characters of the species are presented.

Key words: ferns, Pteridophyta, 'cerrado', flora, taxonomy.

Introdução

Thelypteridaceae é uma das famílias mais ricas em pteridófitas, com cerca de 1.000 espécies, e distribuição subcosmopolita, com a maioria das espécies ocorrendo nas regiões tropical e subtropical (Ponce 1995; Smith & Cranfill 2002). A família é monofilética e compreende duas grandes linhagens, uma chamada de phegopteróide, mais basal, que inclui os clados *Macrothelypteris*, *Pseudophegopteris* e *Phegopteris*, e a outra, thelypteróide, com os demais clados (Smith & Cranfill 2002). A classificação da família é controversa, mas há uma tendência do reconhecimento de apenas dois gêneros (*Macrothelypteris* e *Thelypteris*), de acordo com o arranjo proposto por Smith (1992), para a flora do Peru. *Macrothelypteris* é nativo dos trópicos e subtrópicos da Ásia, ilhas do Pacífico, Queensland e África e naturalizado no Novo Mundo. *Thelypteris* é subcosmopolita e subdividido em vários subgêneros. Adotando-se a proposta de Smith (1990, 1992) para a classificação da família, cerca de 100 espécies e cinco subgêneros de *Thelypteris* (*Amauropelta*, *Cyclosorus*, *Goniopteris*, *Meniscium* e *Steiropteris*) ocorrem no Brasil (Arantes *et al.* 2007a, 2007b).

O presente trabalho é parte do levantamento florístico das pteridófitas da Estação Ecológica do Panga que vem sendo realizado pelo Instituto de Biologia da Universidade Federal de Uberlândia, desde 1986. Neste artigo, parte do tratamento de Thelypteridaceae para a Estação Ecológica do Panga está apresentada, abordando as espécies de *Thelypteris*, subgênero *Amauropelta*, com chave de identificação, sinonímias, ilustrações, distribuição geográfica e comentários sobre as espécies. Chaves para gêneros e subgêneros e o

Artigo recebido em 08/2007. Aceito para publicação em 01/2008.

[1]Universidade Federal de Uberlândia, Instituto de Biologia, C.P. 593, 38400-902, Uberlândia, MG, Brasil.
[2]Instituto de Botânica, C.P. 3005, 01061-970, São Paulo, SP, Brasil.
Autor para correspondência: adrianassisa@hotmail.com

tratamento taxonômico para *Macrothelypteris* e *Thelypteris* subgênero *Cyclosorus* encontram-se em Arantes *et al.* (2007a) e os tratamentos taxonômicos para os subgêneros *Meniscium* e *Goniopteris* desta mesma área encontram-se em Arantes *et al.* (2007b).

Material e Métodos

A Estação Ecológica do Panga (E.E.Panga) é de propriedade da Universidade Federal de Uberlândia e abrange uma área de 409,5 ha, situada a 30 km ao sul do centro da cidade de Uberlândia, MG, entre as coordenadas 19°09'20"–19°11'10"S e 48°23'20"–48°24'35"W, a 740–840 m de altitude (Araújo *et al.* 2002). A área apresenta fitofisionomias comuns do bioma cerrado como campestres (campo úmido e veredas), savânicas (campo sujo, campo cerrado, cerrado *s.str.*) e florestais (cerradão, mata mesófila semidecídua de encosta e de galeria) (Schiavini & Araújo 1989).

Ao longo dos 20 anos de estudos no local, os espécimes testemunho foram coletados, herborizados e encontram-se depositados nos Herbários HUFU, SP e UC (acrônimos segundo Holmgren *et al.* (1990)). Para o presente estudo, foram realizadas novas coletas pontuais na área, nos meses de outubro a dezembro de 2004, a fim de melhorar a amostragem das espécies.

Para as identificações do material foi utilizada bibliografia especializada para o subgênero, incluindo Ponce (1987, 1995), Smith (1974, 1992, 1995a), Mickel & Smith (2004) e Salino & Semir (2004). Os nomes de autores de táxons foram abreviados segundo Pichi Sermolli (1996).

As descrições foram elaboradas com base nos caracteres morfológicos dos espécimes coletados na área e, quando necessário, complementadas com material de áreas próximas. As informações sobre a distribuição geográfica foram extraídas da literatura consultada e das etiquetas dos espécimes examinados nos herbários HUFU, SP e UC.

Resultados e Discussão

O subgênero *Amauropelta* está representado na área por quatro espécies, *Thelypteris heineri*, *T. mosenii*, *T. opposita* e *T. rivularioides*.

Thelypteris subg. *Amauropelta* (Kunze) A.R. Sm., Amer. Fern J. 63: 121. 1973. *Amauropelta* Kunze, Farnkr. 1: 109. 1843. **Tipo:** *Amauropelta breutelii* Kunze (= *Thelypteris limbata* (Sw.) Proctor)

Rizoma ereto, subereto ou reptante. Frondes subdimorfas; lâmina 1-pinado-pinatífida, pinas proximais gradual a abruptamente reduzidas, ápice da lâmina confluente, pinatífido; segmentos oblongos ou lineares, ápice obtuso, agudo ou pungente; nervuras usualmente simples, ocasionalmente furcadas, o par proximal de nervuras dos segmentos adjacentes encontrando-se na margem dos segmentos, acima do sinus; indumento com tricomas aciculares, uni- ou pluricelulares, não ramificados, raramente ausentes. Soros usualmente arredondados, medianos ou submarginais sobre as nervuras; indúsio presente ou ausente; esporângios glabros ou setosos.

O subgênero *Amauropelta* foi dividido por Smith (1974) em nove seções, baseado nas formas do rizoma, no tipo e distribuição dos tricomas e presença ou ausência de aeróforos, de indúsio e de escamas sobre a costa. Na área de estudo, o subgênero pode ser caracterizado pela presença de pinas reduzidas na base da lâmina, nervuras livres, sendo que as nervuras basais dos segmentos adjacentes unem-se à margem acima do sinus (Fig. 1d), além de esporos com superfície reticulada.

Mais de 200 espécies de *Amauropelta* ocorrem no neotrópico e este é o maior subgênero, se comparado com os demais da família. Há poucas espécies de *Amauropelta* na África, Madagascar, Ilhas Mascarenas e Ilhas do Oceano Pacífico e apenas uma no Havaí (Smith 1992).

Algumas espécies são amplamente distribuídas, ocorrendo do sudeste do México até a Bolívia (Smith 1992). A região andina é o principal centro de diversidade, sendo

conhecidas 60 espécies para o Equador (Smith 1983), 47 para o Peru (Smith 1992) e 57 para toda a Mesoamérica (Smith 1995b). Para a região centro-oeste da América do Sul, excluindo a Bolívia, são conhecidas 40 espécies do subgênero (Ponce 1998). Para o Brasil são listadas 35 espécies, a maioria para os estados das Regiões Centro-Oeste e Sudeste e 20 espécies para a Região Sul (Ponce 1995, 1998). A maior parte das espécies ocorre em bordas de florestas úmidas, ao longo das margens de rodovias, trilhas, riachos e em locais úmidos, especialmente em elevações medianas a altas (Mickel & Smith 2004).

Para o estado de São Paulo, Salino & Semir (2004) listaram 22 espécies do subgênero. Comparando-se esses dados com as espécies encontradas na E.E. Panga, as quatro espécies encontradas aqui são de ocorrência comum com o estado de São Paulo. Em relação aos demais levantamentos do subgênero, as espécies *Thelypteris opposita* e *T. rivularioides* apresentaram distribuição mais ampla; *T. opposita* com amplitude de ocorrência desde o México até o sul do Brasil e *T. rivularioides* ocorrendo mais ao sul da América Latina, ou seja, do centro-oeste ao sul do Brasil, Paraguai, Argentina e Uruguai. *Thelypteris heineri* e *T. mosenii* apresentam distribuição mais restrita ao centro-oeste e sudeste do Brasil, sendo *T. mosenii*, encontrada também no Paraguai.

Chave para as espécies de *Thelypteris* subg. *Amauropelta* na E.E. do Panga

1. Face abaxial da lâmina com tricomas uncinados e pluricelulares sobre a raque, costa e nervuras .... 4. *T. rivularioides*

1'. Face abaxial da lâmina sem tricomas uncinados e pluricelulares sobre a raque, costa e nervuras.

  2. Raque com tricomas aciculares, hialinos ou ferrugíneos, antrorsos, tricomas glandulares ausentes; costa e nervuras com tricomas esbranquiçados; soros sem indúsio; esporângios setosos .... 1. *T. heineri*

  2'. Raque, costa e nervuras com tricomas aciculares, hialinos, crispados ou hirsutos, tricomas glandulares presentes; soros com indúsio; esporângios glabros.

    3. Rizoma ereto; pecíolo curto 1,5–10,2 cm; costa abaxialmente com tricomas crispados e glandulares sésseis .... 3. *T. opposita*

    3'. Rizoma reptante; pecíolo longo, 12,5–41 cm; costa abaxialmente com tricomas hirsutos e glandulares pedicelados .... 2. *T. mosenii*

1. *Thelypteris heineri* (C. Chr.) C.F. Reed., Phytologia 17: 282. 1968. *Dryopteris heineri* C. Chr., Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 6: 380. 1909. *Lastrea heineri* (C. Chr) Brade, Bradea 1(22): 222. 1972. **Tipo:** BRASIL. SÃO PAULO: Campinas, 9.IX.1905, *Heiner 540* (holótipo S *n.v.*). Fig. 1 a-b

Rizoma ereto, 1,5–3 cm diâm., com escamas oval-lanceoladas, 0,3–0,9 mm compr., castanhas, pubescentes a glabrescentes. Frondes 55–114 cm compr., subdimorfas, as férteis freqüentemente com margens das pinas revolutas; pecíolo 12–22 × 0,3–0,6 cm, amarelado a castanho, brilhante, escamas presentes apenas na base, moderadamente piloso; lâmina 44–90 cm compr., papirácea a cartácea, profundamente 1-pinado-pinatífida, com 3–5 pares de pinas proximais reduzidas, as mais basais 0,3–1,8 cm compr., pinas distais gradualmente reduzidas a um ápice pinatífido; raque moderadamente pilosa adaxialmente a densamente pilosa na face abaxial, com numerosos tricomas aciculares, antrorsos, unicelulares, hialinos ou ferrugíneos, 0,4–0,8 mm compr.; pinas 14–32 pares por lâmina, 6–12 × 1,5–2,3 cm, lanceoladas, sésseis, base cuneada, ápice agudo a longo-cuspidado; nervuras 9–12 pares por segmento; indumento da face abaxial com tricomas aciculares, esbranquiçados, a maioria 0,3–0,4 mm compr., costa, nervuras e tecido laminar entre as nervuras com tricomas de 0,1–0,2 mm compr.,

adaxialmente glabrescente ou com tricomas aciculares sobre costa e nervuras. Soros supramedianos, arredondados, sem indúsio; esporângios setosos, com 2–4 tricomas glandulares, receptáculos pubescentes.

Distribuição geográfica: a espécie é restrita às Regiões Centro-Oeste e Sudeste do Brasil, ocorrendo em Goiás, Distrito Federal, Minas Gerais e São Paulo, em matas de galeria e mesófilas semidecíduas, ao longo das margens de rios. Na E.E. Panga é encontrada nas bordas e interior de mata de galeria.

Material examinado: IV.1992, *M. A. Ranal 566* (HUFU, SP), *570* (HUFU); IX.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1263* (HUFU), *1265* (HUFU), *1269* (HUFU), *1271* (HUFU), *1273* (HUFU), *1280* (HUFU), *1281* (HUFU), *1283* (HUFU), *1285* (HUFU); X.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1295* (HUFU), *1300* (HUFU), *1323* (HUFU).

Thelypteris heineri e *T. mosenii* são duas espécies muito semelhantes, principalmente pelo formato das lâminas, com vários pares de pinas proximais abruptamente reduzidas e pinas lanceoladas com ápice agudo. No entanto, *Thelypteris mosenii* caracteriza-se pelos pecíolos glabros a glabrescentes, ápice das pinas agudo e lâminas, abaxialmente, com tricomas hialinos sobre a raque e glandulares amarelos a alaranjados sobre a lâmina, entre as nervuras (Fig.1 c-d). Na falta de material fértil destas duas espécies, o tipo de indumento mostrou ser um bom caráter na distinção entre elas.

2. *Thelypteris mosenii* (C. Chr.) C.F. Reed, Phytologia 17: 294. 1968. *Dryopteris mosenii* C. Chr., Kongel. Danske Vidensk. Selsk. Skr., Naturvidensk. Math. Afd. scr. 7, 4: 300, fig. 27. 1907. *Lastrea mosenii* (C. Chr.) Copel., Gen. fil.: 139. 1947. **Tipo**: BRASIL. MINAS GERAIS: Rio Capivari, *Mosén 2161* (holótipo S *n.v.*). Fig. 1 c-d

Rizoma reptante, 1–1,5 cm diâm., coberto no ápice por escamas lanceoladas, 0,3–0,9 mm diâm., pilosas. Frondes 45–105 cm compr., subdimorfas; pecíolo 12,5–41 × 0,3–0,6 cm, amarelado, ceroso, glabro a moderadamente piloso na base e freqüentemente com tricomas glandulares amarelados; lâmina 23–66 cm compr., papirácea a cartácea, profundamente 1-pinado-pinatífida, lanceolada, 2–8 pares de pinas proximais extremamente reduzidas, as basais 0,3–1,8 cm compr., pinas distais gradualmente reduzidas a um ápice pinatífido; raque moderadamente pilosa adaxialmente e densamente pilosa abaxialmente, com tricomas hialinos, 0,3–0,5 mm compr.; pinas 18–27 pares por lâmina, 7–16 × 1,0–2,3 cm, lanceoladas, sésseis, pinas distais com o lado basiscópico reduzido e o lado acroscópico auriculado, base truncada, margens fortemente revolutas, ápice agudo; nervuras 9–12 pares por segmento; indumento da face abaxial sobre a costa, nervuras e tecido laminar com tricomas hialinos, 0,2–0,3 mm compr., adaxialmente glabrescente, freqüentemente com tricomas glandulares esbranquiçados a alaranjados sobre o tecido laminar. Soros supramedianos, arredondados; indúsio setoso, esporângios glabros; receptáculos pubescentes.

Distribuição geográfica: *Thelypteris mosenii* apresenta distribuição restrita ao Brasil e Paraguai (Ponce 1998, Salino & Semir 2004). No Brasil, ela é muito comum no bioma cerrado, ocorre nas matas de galeria e mesófilas semidecíduas de encosta das Regiões Centro-Oeste (Goiás e Distrito Federal) e Sudeste (Minas Gerais e São Paulo). Na E.E. do Panga, a espécie cresce nas matas de galeria e mesófila semidecídua de encosta.

Material examinado: III.1987, *M. A. Ranal 400* (HUFU, SP); V.1987, *M.A. Ranal 453* (HUFU, SP); IV.1992, *M. A. Ranal 571* (HUFU); V.1992, *M. A. Ranal 586* (HUFU, SP); IX.1999, *M. A. Ranal 850* (HUFU, SP); XI.1999, *M. A. Ranal 920* (HUFU); IX.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1266* (HUFU), *1268* (HUFU), *1270* (HUFU), *1274* (HUFU), *1278* (HUFU); X.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1294* (HUFU), *1298* (HUFU), *1301* (HUFU); XII.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1403* (HUFU), *1404* (HUFU).

Como citado anteriormente, *Thelypteris mosenii* e *T. heineri* são duas espécies muito semelhantes. *Thelypteris heineri* se diferencia de *T. mosenii* pelo rizoma ereto, pela presença de tricomas hialinos ou ferrugíneos, antrorsos na face abaxial sobre a raque, e de tricomas esbranquiçados sobre as nervuras; também pela ausência de indúsio e esporângios setosos (Fig. 1 a-b).

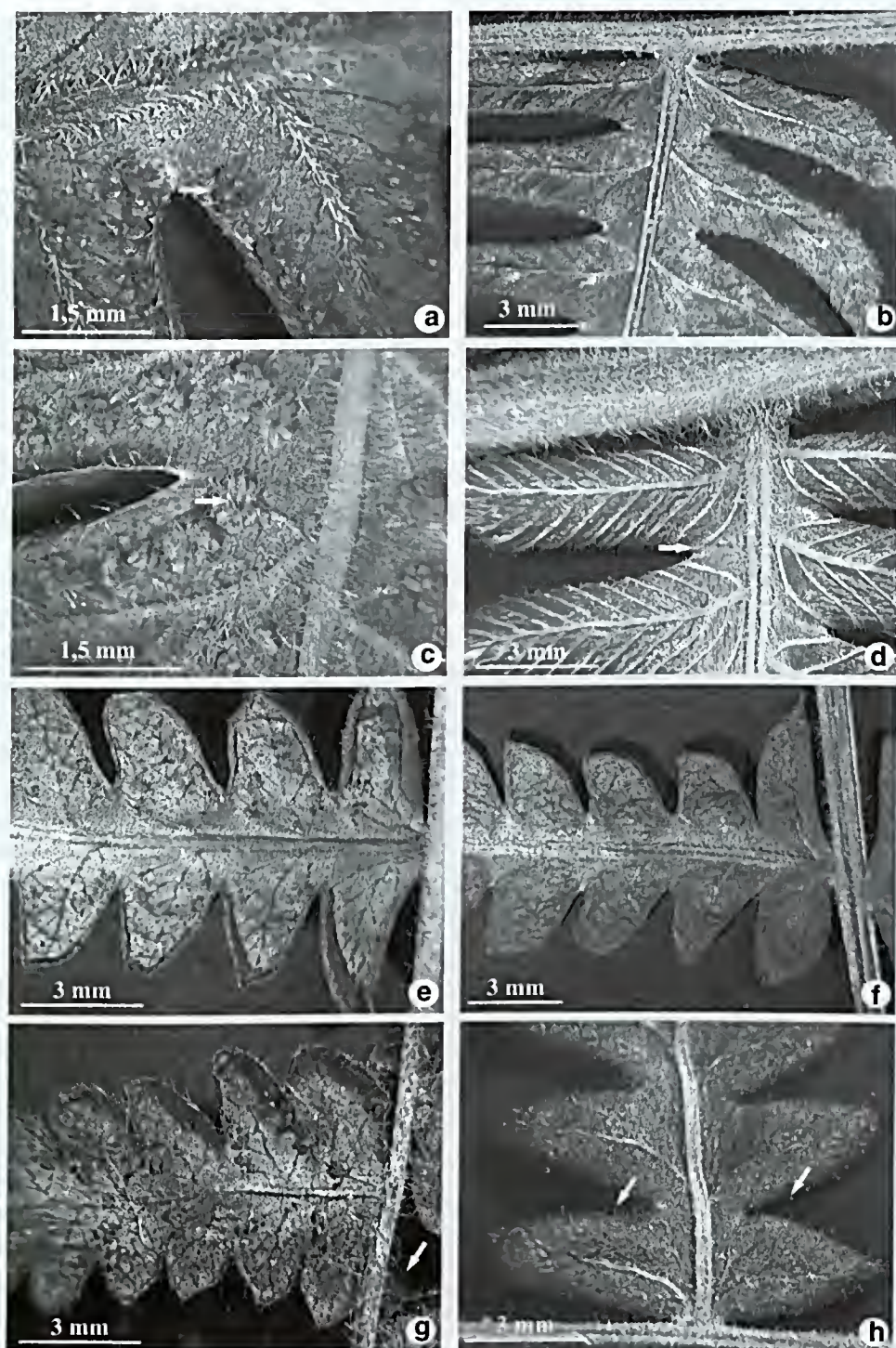



Figura 1 – a-b. *Thelypteris heineri* (C. Chr.) C.F. Reed. – a. face abaxial da lâmina, detalhe do indumento e do soro sem indúsio; b. face adaxial da lâmina, detalhe do indumento. c-d. *T. mosenii* (C. Chr.) C.F. Reed – c. face abaxial da lâmina, detalhe do indumento e dos soros com indúsio setoso; d. face adaxial da lâmina, detalhe do indumento e das nervuras. e-f. *T. opposita* (Vahl) Ching. – e. detalhe da face abaxial da lâmina glabrescente e com margens dos segmentos fortemente revoluta; f. face adaxial da lâmina, detalhe do indumento. g-h. *T. rivularioides* (Fée) Abbiatti – g. face abaxial da lâmina, detalhe do indumento com tricomas pluricelulares longos; h. face adaxial da lâmina, detalhe do indumento com tricomas curtos e nervuras furcadas. (a-b *Ranal 566*; c-d *Ranal 586*; e-f *Ranal 406*; g-h *Silva 133*).

3. ***Thelypteris opposita*** (Vahl) Ching, Bull. Fan Mem. Inst. Biol. 10: 251. 1941. *Polypodium oppositum* Vahl, Eclog. Amer. 3: 53. 1807. *Dryopteris opposita* (Vahl) Urb., Symb. Antill. 4: 14. 1903. *Amauropelta opposita* (Vahl) Pic. Serm., Webbia 31: 251. 1977. **Tipo**: MONTSERRAT. *Ryan s.n.* (holótipo não encontrado; isótipo BM *n.v.*). Fig. 1 e-f

Dryopteris rivulorum (Raddi) Hieron., Hedwigia 46: 334. 1907. *Lastrea opposita* (Vahl) C. Presl var. *rivulorum* (Raddi) Brade, Bradea 1(22): 196, 223, tab.16, fig. 55. 1972. Tipo: BRASIL. "margines rivulorum prope Rio de Janeiro": *Raddi s.n.* (holótipo FI *n.v.*).

Rizoma ereto, 1–2,5 cm diâm., com escamas esparsas, ca. 2 mm compr., lanceoladas, moderada a densamente pubescente e com tricomas glandulares alaranjados. Frondes 35–80 cm compr., subdimorfas; pecíolo 1,5–10,2 × 0,2–0,4 cm, amarelado, brilhante, enegrecido na sua porção basal, glabrescente ou com tricomas aciculares, 0,1–0,2 mm compr.; lâmina 18–70 cm compr., cartácea a subcoriácea, 1-pinado-pinatífida, lanceolada, 4–12 pares de pinas proximais reduzidas, pinas distais gradualmente reduzidas a um ápice pinatífido; raque abaxialmente glabrescente ou pilosa, os tricomas crispados 0,4–0,6 mm compr.; pinas 20–59 pares por lâmina, 2,6–8,5 × 0,7–1,6 cm, lanceoladas, sésseis, a maioria oposta, base auriculada, margens dos segmentos fortemente revolutas, ápice pungente ou obtuso; nervuras 5–7 pares por segmento; face abaxial com indumento variável, de denso a moderado, freqüentemente com tricomas crispados sobre a costa e nervuras, tricomas glandulares amarelados e brilhantes normalmente sobre as nervuras e tecido laminar e com escamas lineares sobre a costa, face adaxial glabra ou com tricomas esparsos semelhantes aos da face abaxial. Soros supramedianos, arredondados; indúsio glabro ou pubescente, com tricomas glandulares nas margens; esporângios e receptáculos glabros.

Distribuição geográfica: *Thelypteris opposita* tem ampla distribuição, ocorrendo desde as Antilhas e América Central até a América do Sul. No Brasil, a espécie ocorre em Rondônia, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Goiás, Distrito Federal, Minas Gerais até Santa Catarina. Na E.E. do Panga ocorre no interior de mata de galeria, de mata mesófila semidecídua de encosta e de veredas.

Material examinado: VIII.1986, *M. A. Ranal 384* (HUFU), XI.1986, *M. A. Ranal 395* (HUFU); III.1987, *M. A. Ranal 402* (HUFU, UC), *406* (HUFU, UC); V.1987, *M. A. Ranal 450* (HUFU), *454* (HUFU, UC, SP); IV.1992, *M. A. Ranal 567* (HUFU, SP); XI.1998, *M. A. Ranal 628* (HUFU, SP); III.1999, *M. A. Ranal 649* (HUFU, SP); IV.1999, *M. A. Ranal 659* (HUFU, SP), *666* (HUFU, SP); V.1999, *M. A. Ranal 731* (HUFU); VII.1999, *M. A. Ranal 763* (HUFU, SP), *765* (HUFU, SP), *767* (HUFU), *769* (HUFU, SP), *786* (HUFU, SP), *787* (HUFU), *790* (HUFU, SP), *797* (HUFU); VIII.1999, *M. A. Ranal 808* (HUFU, SP), *818* (HUFU), *823* (HUFU, SP); X.1999, *M. A. Ranal 874* (HUFU, SP), *885* (HUFU, SP), *893* (HUFU, SP), *901* (HUFU, SP), *908* (HUFU, SP); XI.1999, *M. A. Ranal 916* (HUFU, SP), *939* (HUFU, SP), *946* (HUFU, SP), *949* (HUFU, SP), *950* (HUFU, SP), *955* (HUFU, SP); I.2000, *M. A. Ranal 992* (HUFU), *998* (HUFU), *1009* (HUFU, SP); II.2000, *M. A. Ranal 1024* (HUFU, SP); XII.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1400* (HUFU), *1409* (HUFU).

Thelypteris opposita é muito variável com relação ao indumento. Na área de estudo pôde-se observar duas formas, uma glabra e outra pilosa. Esta última com indumento abaxial variável, de denso a moderado, com tricomas crispados sobre a costa e nervuras, além de tricomas glandulares amarelados e brilhantes normalmente presentes sobre as nervuras e tecido laminar, e escamas lineares sobre a costa; a face adaxial pode ser glabra ou com tricomas esparsos. De acordo com Smith (1992), esta variação pode estar relacionada com o ambiente onde os indivíduos são encontrados, se sombreados, no interior das florestas ou totalmente ensolarados, como nas margens de rios ou veredas. Na área de estudo *T. rivularioides* e *T. opposita* são espécies que se assemelham pelo porte e forma das frondes. *T. opposita* difere de *T. rivularioides* pelo rizoma ereto e pela ausência de tricomas pluricelulares no pecíolo e lâmina e nervuras furcadas (Fig. 1 c-f), que estão presentes somente em *T. rivularioides* (Fig. 1 g-h).

4. ***Thelypteris rivularioides*** (Fée) Abbiatti, Rev. Mus. La Plata, Secc. Bot. 9: 19. 1958. *Aspidium rivularioides* Fée, Crypt. vasc. Brés. 1: 145, tab.50, fig.1. 1869. *Dryopteris rivularioides* (Fée) C. Chr. *apud* Rosenst., Hedwigia 46: 125. 1907. **Tipo**: BRASIL. RIO DE JANEIRO: s.d., *A. F. Glaziou 2358* (isótipo C *n.v.*). Fig.1 g-h

Nephrodium pseudothelypteris Rosenst., Hedwigia 43: 225. 1904. *Dryopteris pseudothelypteris* (Rosenst.) C. Chr., Ind. Fil.: 286. 1905. Síntipo: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: Santa Cruz, Campo da Cria, II-1904, *Jürgens & Stier 52* (isossíntipo UC!).

Dryopteris rivularioides (Fée) Rosenst var. *umbratica* Rosent. Hedwigia 56: 366.1915. Tipo: BRASIL. SÃO PAULO: Lageado, s.d., *A. C. Brade 5844* (isótipo UC!).

Dryopteris sinuata Sehnem *in* Reitz, Fl. Ilust. Catarinense I, ASPI: 242. 1979. Tipo: BRASIL.SANTA CATARINA: Ilha de Santa Catarina, Morro do Antão, 10.I.1948, *A. Sehnem 3123* (holótipo PACA *n.v.*).

Rizoma reptante, 0,25–0,8 cm diâm., com poucas escamas lanceoladas, 2–3 mm compr., glabras. Frondes 22–150 cm compr.; pecíolo 2–25 × 0,1–0,15 cm, verde-claro a castanho-claro, brilhante, piloso na base com tricomas uni a pluricelulares, 0,7–2 mm compr., e escamas semelhantes às do rizoma; lâmina 12,5–120 cm compr., membranácea, profundamente 1-pinado-pinatífida, lanceolada a elíptica, 8–29 pares de pinas por lâmina, 3–7 pares de pinas proximais reduzidas, 0,1–1,7 cm compr.; pinas distais gradualmente reduzidas a um ápice pinatífido; raque moderadamente pubescente adaxialmente e densamente pubescente abaxialmente, com tricomas uni a pluricelulares, 0,3–8 mm compr., nas duas faces; pinas linear-lanceoladas, 1,9–7,2 × 1–1,9 cm compr., sésseis; segmento basiscópico das pinas proximais às vezes auriculados, margens crenadas, ápice obtuso; nervuras 5–7 pares por segmento, geralmente simples e furcadas no ápice dos segmentos; indumento abaxial composto por tricomas pluricelulares, a maioria 0,3–0,5 mm compr., sobre a costa, tricomas aciculares unicelulares sobre a cóstula e tricomas uncinados sobre as vênulas e tecido laminar, tricomas glandulares amarelos também presentes sobre o tecido laminar, adaxialmente com tricomas unicelulares aciculares sobre a costa e nervuras. Soros supramedianos, arredondados; indúsio glandular e pubescente na margem, esporângios glabros.

Distribuição geográfica: *Thelypteris rivularioides* é amplamente distribuída desde as Regiões Centro-Oeste, Sudeste e Sul do Brasil até o Paraguai, litoral da Argentina e Uruguai (Ponce 1995, 1998). No Brasil, ela é citada para os estados de Goiás, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Santa Catarina e Rio Grande do Sul e também para o Distrito Federal (Salino 2005). Na E. E. do Panga é freqüentemente encontrada em áreas de solos úmidos ou alagados como nas veredas e matas de galeria.

Material examinado: VI.19992, *M. A. Ranal 596* (HUFU); VII.2000, *M. A. Ranal 1031* (HUFU); VIII.2000, *M. A. Ranal 1032* (HUFU), *1034* (HUFU, SP), *1035* (HUFU), *1036* (HUFU), *1037* (HUFU), *1038* (HUFU), *1039* (HUFU), *1040* (HUFU), *1041* (HUFU), *1043* (HUFU), *1044* (HUFU); X.2000, *M. A. Ranal 1055* (HUFU), *1067* (HUFU); XII.2000, *M. A. Ranal 1077* (HUFU), *1078* (HUFU), *1085* (HUFU), *1090* (HUFU), *1096* (HUFU), *1097* (HUFU); I.2001, *M. A. Ranal 1099* (HUFU), *1100* (HUFU), *1101* (HUFU); I.2002, *M. A. Ranal 1103* (HUFU), 1104 (HUFU), *1105* (HUFU), *1107* (HUFU, SP); XII.2002, *M. A. Ranal 1110* (HUFU, UC); X.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1302* (HUFU), *1303* (HUFU); XII.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1381* (HUFU), *1393* (HUFU), *1397* (HUFU), *1411* (HUFU).

Material adicional: BRAZIL. SÃO PAULO: Piratininga, estrada Bauru-Piratininga, rio Batalha, XII.1978, *A. T. Silva 133* (SP).

Os espécimes coletados nas áreas mais abertas da E.E. do Panga possuem grande plasticidade de caracteres, como o maior tamanho das frondes e maior freqüência de tricomas uncinados na face abaxial das lâminas. Na área de estudo, *Thelypteris rivularioides* e *T. opposita* são espécies que se assemelham pelo porte e forma das frondes. As diferenças entre elas são discutidas abaixo dos comentários de *T. opposita*.

Agradecimentos

Ao Dr. Alan R. Smith, pelo auxílio nas identificações, pela concessão do espaço físico durante o período em que a primeira autora esteve no UC e pela disponibilidade de bibliografia específica para o desenvolvimento deste trabalho; ao Instituto de Biologia da Universidade Federal de Uberlândia pelo apoio e infra-estrutura.

Referências Bibliográficas

Arantes, A. A.; Prado, J. &. Ranal, M. A. 2007a. *Macrothelypteris* e *Thelypteris* subg. *Cyclosorus* (Thelypteridaceae) da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 30: 411-420.

Arantes, A. A.; Ranal, M. A. & Prado, J. 2007b. *Thelypteris* subg. *Goniopteris e Meniscium* (Thelypteridaceae) da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil. Hoehnea 34: 121-129.

Araújo, G. M.; Barbosa, A. A. A.; Arantes, A. A. & Amaral, A. F. 2002. Composição florística de veredas no Município de Uberlândia, MG. Revista Brasileira de Botânica 25: 475-493.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L. 1990. Index herbariorum. Part 1: The herbaria of the world. 8ed. New York Botanical Garden, New York, 693p.

Mickel, J. T. & Smith, A. R. 2004. The pteridophytes of Mexico. Memoirs of the New York Botanical Garden 88: 1-1054.

Pichi Sermolli, R. E. G. 1996. Authors of scientific names in Pteridophyta. Royal Botanic Gardens, Kew.

Ponce, M. M. 1987. Revisión de las Thelypteridaceae (Pteridophyta) argentinas. Darwiniana 28: 317-390.

______. 1995. Las especies austrobrasileñas de *Thelypteris* subg. *Amauropelta* (Thelypteridaceae, Pteridofita). Darwiniana 33: 257-283.

______. 1998. Novedades en *Thelypteris* subg. *Amauropelta* (Thelypteridaceae) de Brasil y Paraguay. Novon 8: 275-279.

Salino, A. 2005. Thelypteridaccae. *In:* Cavalcanti, T. & Ramos, E. E. (orgs). Flora do Distrito Federal, Brasil. Vol. 4. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília. Pp. 251-294.

______ & Semir, J. 2004. *Thelypteris* subg. *Amauropelta (*Kunze) A.R. Sm. (Thelypteridaceae - Pterophyta) no estado de São Paulo, Brasil. Lundiana 5: 83-112.

Schiavini, I. & Araújo, G. M. 1989. Considerações sobre a vegetação da Reserva Ecológica do Panga (Uberlândia). Sociedade & Natureza 1: 61-66.

Smith, A. R. 1974. A revised classification of *Thelypteris* subgenus *Amauropelta*. American Fern Journal 64: 83-94

______. 1983. Polypodiaceae - Thelypteridaceae. *In*: G. Harling & B. Sparre (eds.). Flora of Ecuador. Swedish Research Council, Stockholm. Pp. 18-148.

______. 1990. Thelypteridaceae. *In*: Kramer, K. U. & Green, P. S. (eds.). Pteridophytes and Gymnosperms. *In*: Kubitzki, K. (ed.). The families and genera of vascular plants. V.1. Springer Verlag, Berlin. Pp. 263-272.

______. 1992. 16. Thelypteridaceae. *In*: Tryon, R. M. & Stolze, R. G. (eds.). Pteridophyta of Peru. Part III. Fieldiana, Botany, new series 29: 1-80.

______. 1995a. Pteridophytes. *In:* Berry, P. E.; Holst, B. K. & Yatskievych, K. (eds.). Pteridophytes, Spermatophytes: Acanthaceae-Araceae. *In:* Steyermark, J. A.; Berry, P. E. & Holst, B. K. (eds.). Flora of the Venezuelan Guyana. Vol. 2. Timber Press, Inc., Portland. Pp. 1-334.

______. 1995b. Thelypteridaceae. *In*: Davidse, G. (ed.). Flora Mesoamericana. Psilotaceae a Salviniaceae. Universidad Nacional Autónoma de México, México. Pp. 164-195.

______ & Cranfill, R. B. 2002. Intrafamilial relationships of the thelypteroid ferns (Thelypteridaceae). American Fern Journal 92: 131-149.

Bromeliaceae da Mata Atlântica brasileira: lista de espécies, distribuição e conservação[1]

Gustavo Martinelli[2,5], *Cláudia Magalhães Vieira*[3],
Marcos Gonzalez[2], *Paula Leitman*[3], *Andréa Piratininga*[3],
Andrea Ferreira da Costa[4] & *Rafaela Campostrini Forzza*[2,5,6]

Resumo

(Bromeliaceae da Mata Atlântica brasileira: lista de espécies, distribuição e conservação) A Mata Atlântica está entre as mais importantes florestas tropicais do mundo, sendo considerada prioridade em termos de conservação devido a seu grau de ameaça e megadiversidade. Nesta floresta, Bromeliaceae é um dos grupos taxonômicos mais relevantes, devido ao alto grau de endemismo e expressivo valor ecológico decorrente principalmente de sua interação com a fauna. O presente trabalho tem por objetivo disponibilizar a lista de táxons de Bromeliaceae ocorrentes no domínio da Mata Atlântica no Brasil e o *status* de conservação de cada espécie de acordo com as listas oficias, bem como a distribuição destas nos estados e nos corredores da biodiversidade. Foram registrados 31 gêneros, 803 espécies e 150 táxons infraespecíficos. Os gêneros *Andrea*, *Canistropsis*, *Canistrum*, *Edmundoa*, *Fernseea*, *Lymania*, *Nidularium*, *Portea*, *Quesnelia* e *Wittrockia* são endêmicos do domínio e *Vriesea* (166 spp.), *Aechmea* (136 spp.) e *Neoregelia* (97 spp.) são os mais diversos. Também merecem destaque *Alcantarea*, *Cryptanthus*, *Orthophytum* e *Neoregelia*, que não são exclusivos da Mata Atlântica, porém, apresentam neste domínio seu centro de diversidade. Os estados da Região Sudeste somados ao sul da Bahia são os que abrigam a maior riqueza de espécies. Quanto ao *status* de ameaça, constatou-se que 338 táxons de Bromeliaceae encontram-se citados em listas oficiais de espécies ameaçadas. Os corredores da biodiversidade se mostraram de extrema relevância para a conservação da família, abrigando um grande número de espécies ameaçadas e endêmicas.

Palavras-chave: corredores de biodiversidade, espécies ameaçadas, endemismo.

Abstract

(Bromeliaceae of the brazilian Atlantic Forest: checklist, distribution and conservation) The Atlantic Forest is amongst the most important tropical forests in the world, being considered a priority for conservation due to the high degree of threat to its megadiversity. In this forest, Bromeliaceae is one of the most relevant taxonomic groups due to its expressive level of endemism and ecological importance mainly reflected by its manyfold relantionships with the local fauna. This work presents a species list of Bromeliaceae from the Atlantic Forest domain in Brazil together with their conservation status, as well as the distribution of species within states and biodiversity corridors. Thirty one genera were registered, with 803 species and 150 infraespecific taxa. The genera *Andrea, Canistropsis, Canistrum, Edmundoa, Fernseea, Lymania, Nidularium, Portea, Quesnelia* and *Wittrockia* are endemic to the domain, and *Vriesea* (166 spp.), *Aechmea* (136 spp.) and *Neoregelia* (97 spp.) are the most diverse. The genus *Alcantarea, Cryptanthus, Orthophytum* and *Neoregelia* are not exclusive to the Atlantic Forest, however they have their center of diversity in this biome. Brazil's southeast region plus southern Bahia state hold the highest species richness in the Atlantic Forest. Regarding the conservation status, 338 taxa of Bromeliaceae are cited in oficial lists of threatened species. The biodiversity corridors are extremely important for the conservation of the family, housing a great number of endemic and threatened species.

Key words: biodiversity corridors, threatened species, endemism.

Artigo recebido em 09/2007. Aceito para publicação em 02/2008.
[1]Projeto Financiado pelo Critical Ecosystem Partnership Fund (CEPF)
[2]Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil
[3]Convênio JBRJ/Fundação Botânica Margaret Mee
[4]Museu Nacional/UFRJ, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brasil
[5]Autores para correspondência: gmartine@jbrj.gov.br - rafaela@jbrj.gov.br
[6]Bolsista de Produtividade CNPq

Introdução

A Mata Atlântica está entre as mais importantes florestas tropicais do mundo, sendo considerada prioridade em termos de conservação devido à grande fragmentação a que foi submetida, e que põe sob risco sua megadiversidade. Acredita-se que seus fragmentos guardem 20.000 espécies de plantas, das quais 40% são endêmicas (Myers *et al.* 2000). Ao longo dos anos seus limites foram amplamente discutidos e seu domínio foi interpretado sob os aspectos florístico, climático e biogeográfico (Cabrera & Willink 1973; Rizzini 1997; Veloso *et al.* 1990; Leitão-Filho 1987; Oliveira-Filho & Fontes 2000). Com o reconhecimento da sua heterogeneidade devido à presença de diversos ecossistemas associados, e de gradientes florísticos e climáticos, aproxima-se hoje de um consenso sobre seus limites (*e.g.* Oliveira-Filho & Fontes 2000; Fundação SOS/INPE 2000).

Inventários florísticos em diversos trechos do domínio Atlântico vêm apontando Bromeliaceae entre as famílias de maior riqueza e diversidade tanto genérica quanto específica (Barros 1991; Marques 1997; Lima & Guedes-Bruni 1997; Araújo 2000; Costa & Dias 2001; Mamede *et al.* 2001; Assis *et al.* 2004; Amorim *et al.* 2005; Martinelli 2006). Ainda que a maioria dos inventários florestais não inclua ervas, especialmente as epífitas, naqueles específicos desta forma de vida, as Bromeliaceae e Orchidaceae dominam as listas (*e.g.* Kersten & Silva 2001; Borgo & Silva 2003; Brogalski & Zanin 2003; Giongo & Waechter 2004).

No Brasil foram realizados alguns levantamentos e floras sobre a família dentro da Mata Atlântica (Reitz 1983; Fontoura *et al.* 1991; Wanderley & Mollo 1992; Wendt 1994; Vidal 1995; Paula 1998; Sousa & Wanderley 2000; Nunes-Freitas 2005; Pontes 2005; Versieux & Wendt 2006; Vieira 2006; Barros 2006; Siqueira Filho & Leme 2006; Leoni & Trindade 2006; Costa & Wendt 2007; Moura *et al.* 2007; Versieux & Wendt 2007), além de trabalhos de cunho ecológico em comunidades (*e.g.* Martinelli 1998; Cogliatti-Carvalho *et al.* 2001; Fontoura 2005; Bonnet & Queiroz 2006). No entanto, todos os esforços até então empreendidos para inventariar as Bromeliaceae na Mata Atlântica, são certamente insuficientes uma vez que o leste brasileiro é um dos principais centros de diversidade da família (Smith 1955).

Após a publicação da Flora Neotropica (Smith & Downs 1974, 1977, 1979), avanços na taxonomia e na sistemática da família trouxeram um novo panorama especialmente com a publicação de mais de 900 espécies, 10 novos gêneros (Luther & Sieff 1994, 1997; Luther 2001), e no realinhamento, particularmente, da subfamília Pitcairnioideae (Givnish *et al.* 2005).

Em relação à taxonomia das espécies brasileiras, diversos estudos têm sido direcionados para a revisão de gêneros, subgêneros e complexos de espécies (Wendt 1997; Leme 1997, 1998, 2000; Costa 2002; Tardivo 2002; Sousa 2004a; Sousa 2004b; Forzza 2005; Faria 2006; Siqueira Filho & Leme 2006). Não obstante, ainda persistem lacunas de conhecimento, especialmente nos gêneros mais ricos (*e.g. Aechmea*, *Vriesea*, *Tillandsia*, *Neoregelia*). É notável na subfamília Bromelioideae a imprecisão nos limites genéricos, especialmente nos grupos relacionados a *Aechmea* (Faria *et al.* 2006), além dos inúmeros casos de imprecisão nos limites específicos (Faria 2006), sendo este último o principal problema também entre as Tillandsioideae (Costa 2002).

A importância de Bromeliaceae no cenário nacional da conservação da biodiversidade (Rocha *et al.* 1997; Martinelli 2006) e a necessidade de se reunir as informações taxonômicas após a publicação de Smith & Downs (1974, 1977, 1979), foram os principais argumentos que motivaram a realização da presente listagem, uma vez que inúmeros trabalhos realizados com as Bromeliaceae nas diversas áreas do conhecimento podem valer-se das informações nela contida.

Listas de espécies ou *checklists*, tradicionalmente, são compostas por táxons

encontrados em uma determinada área ou região geográfica, podendo ou não conter informações adicionais tais como a obra onde o táxon foi publicado, outras literaturas de referência, amostras examinadas, hábito, distribuição geográfica, preferências ecológicas, comentários taxonômicos, entre outras (GSPC 2005). A importância de *checklists* e floras, como ferramentas fundamentais para documentar a diversidade de plantas de uma região ou país, tem sido amplamente reconhecida (GSPC 2005; Clarke & Funk 2005; IOPI 2006; SPECIES2000 2006). Assim, o principal objetivo do trabalho aqui apresentado é disponibilizar informações acerca da riqueza e a distribuição geográfica dos táxons nos estados e nos corredores da biodiversidade, bem como o *status* de conservação das espécies de Bromeliaceae na Mata Atlântica brasileira, possibilitando o acesso a estes dados de forma ágil e fácil por pesquisadores, gestores, estudantes, ambientalistas e pelo público interessado.

Material e Métodos

Os dados para a elaboração deste *checklist* foram obtidos através de expedições de coleta, levantamento das coleções, das bases de dados dos herbários disponíveis na internet e dos materiais citados na literatura procedentes de áreas inseridas no domínio da Mata Atlântica. Todos os espécimes foram reunidos no sistema de banco de dados utilizado pelo Jardim Botânico do Rio de Janeiro (JABOT). Para atender às demandas específicas do projeto, o banco foi adaptado, incorporando e padronizando alguns campos úteis às análises sobre conservação, como o *status* de conservação das espécies e informações acerca de seus hábitats. O algoritmo de georreferenciamento de corônimos foi incrementado, permitindo que as coletas pudessem ser localizadas da forma mais precisa possível em sistemas de informação geográfica (SIG).

Expedições para coleta de amostras foram feitas pelo Projeto Biologia e Conservação de Bromeliaceae da Mata Atlântica, no período de 1998-2001, abrangendo áreas consideradas mais representativas do domínio Mata Atlântica. Para tanto, foram percorridos 96.000 km desde o Ceará até o Rio Grande do Sul, englobando 14 estados brasileiros, sendo visitadas 78 Unidades de Conservação federais, estaduais e municipais e 59 áreas particulares. As expedições resultaram na obtenção de 1.073 amostras e um total de 300 táxons, todos incorporados ao herbário RB, com duplicatas enviadas a diversas instituições. Também foram incorporados 2.815 exemplares vivos no Bromeliário do JBRJ.

Foram consultados os acervos de 26 herbários, a saber: ALCB, CESJ, CVRD, EAC, EAN, FLOR, GFJP, GUA, HB, HBR, IPA, JPB, MAC, MBM, MBML, MOSS, PEUFR, R, RB, RBR, RFA, SP (em parte), SPF, UFP, UPCB e VIC (acrônimos segundo Holmgren & Holmgren 1998). Também foram incluídos na base os dados cedidos pelo NYBG e os disponíveis no *SpeciesLink* do CRIA (www.cria.org.br). A obtenção dos espécimes citados na literatura baseou-se em Smith & Downs (1974, 1977, 1979) e publicações posteriores até dezembro de 2006 (livros, revisões, obras originais, teses e dissertações).

Os nomes dos táxons adotados na listagem tomaram por base Luther (2004) e as publicações posteriores a esta data até dezembro de 2006. Também foram utilizadas as referências de Luther & Sieff (1994, 1997) e a lista de sinônimos de Marks (2006). Foram adotados os sinônimos propostos nas teses e dissertações de Costa (2002), Sousa (2004a), Sousa (2004b) e Faria (2006). Não foram incluídas espécies novas ou combinações novas propostas em dissertações e teses não validamente publicadas.

Para a delimitação do domínio Mata Atlântica utilizou-se o Atlas da Evolução dos Remanescentes Florestais e Ecossistemas Associados (Fundação SOS/INPE 2000), e o Mapa da Reserva da Biosfera (CN-RBMA 2004) que abrange 17 estados e 3.418 municípios e uma área de 2.062.075 km² do

território brasileiro. A delimitação dos corredores da biodiversidade seguiu MMA (1998), Fonseca *et al.* (2004) e Ayres *et al.* (2005).

Dados acerca da distribuição geográfica por Unidade Federativa (UF) e ocorrência nos corredores da biodiversidade foram levantados em nível de espécie, uma vez que muitos exemplares de herbário examinados não se encontravam determinados a nível infraespecífico.

Para inclusão na lista foram considerados os táxons com ocorrência registrada na Mata Atlântica e seus ecossistemas associados, bem como áreas de encrave de cerrado ou campo rupestre, inseridos no domínio. Também foram incluídas as espécies que ocorrem em encraves de Mata Atlântica inseridos em outros biomas (*e.g.* brejos de altitude inseridos na caatinga). Para táxons ocorrentes em zonas de transição utilizou-se o critério de avaliação caso a caso, optando pela inclusão do táxon quando as informações disponíveis (literatura, herbários e experiência de campo) permitiram inferir sua ocorrência dentro do domínio atlântico.

Para classificar as espécies nas diferentes categorias de graus de ameaça, foram utilizadas as informações existentes nas seguintes listas federais e estaduais: do Rio Grande do Sul (SEMA 2002), de Santa Catarina (Klein 1990), do Paraná (SEMA 1995), de São Paulo (SEMA 2004), do Espírito Santo (IEMA 2005) e do Brasil (IBAMA 1992). Também foram utilizadas as listas elaboradas nos *workshops* organizados pela Fundação Biodiversitas para Revisão da Lista Oficial do Brasil (2005) e Revisão da Lista de Minas Gerais (2006) que foram encaminhadas para homologação, mas até a presente data não foram publicadas.

A versão final do banco de dados contendo cerca de 22.000 espécimes encontra-se disponibilizada no endereço: http://www.jbrj.gov.br/jabot/formularios/projeto_brom_ma.php, permitindo o acesso ao material testemunho que serviu de base para a elaboração da presente lista.

Resultados e Discussão

Bromeliaceae conta atualmente com 56 gêneros e 3.086 espécies (Luther 2006). Na Mata Atlântica brasileira foi registrado um total de 31 gêneros, 803 espécies e 150 táxons infraespecíficos (Tab. 1). Dez gêneros (*Andrea*, *Canistropsis*, *Canistrum*, *Edmundoa*, *Fernseea*, *Lymania*, *Nidularium*, *Portea*, *Quesnelia* e *Wittrockia*) e 653 espécies são endêmicos dos domínios da Mata Atlântica. Os gêneros de maior riqueza de espécies são *Vriesea* (166 spp.), *Aechmea* (136 spp.) e *Neoregelia* (97 spp.) (Tab. 2). Também merecem destaque *Alcantarea*, *Cryptanthus*, *Orthophytum* e *Neoregelia*, que não são exclusivos da Mata Atlântica, porém apresentam neste domínio seus centros de diversidade. Os números aqui obtidos corroboram a costa leste do Brasil como um dos principais centros de diversidade e de endemismo de Bromeliaceae (Smith 1955).

O levantamento permitiu avaliar também as condições das coleções de Bromeliaceae depositadas nos herbários no tocante à identificação científica. Tomando por base os cerca de 22.000 espécimes incluídos na base de dados, foram encontrados inicialmente 1.415 nomes, demonstrando que grande parte das coleções da família encontra-se com as identificações desatualizadas. Tal fato pode ser explicado pelas mudanças nomenclaturais (especialmente combinações novas), descrição de novos táxons e sinonimizações constantes que vem sendo publicadas após as monografias de Smith & Downs (1974, 1977, 1979). Dos 953 táxons registrados no presente levantamento, cerca de 350 foram transferidos de gêneros ou descritos após a elaboração destas obras. Também podemos constatar que alguns gêneros (*e.g.* *Aechmea*, *Cryptanthus*, *Neoregelia*, *Billbergia*, *Hohenbergia* e *Dyckia*) possuem um grande número de espécimes indeterminados ou com identificações imprecisas, merecendo revisão urgente.

Os estados do Rio de Janeiro, São Paulo e Espírito Santo são os que possuem maior número de espécimes da família depositados

em herbários, com cerca de 7.500, 3.090 e 2.700, respectivamente. Da mesma forma, é na Região Sudeste onde estão os acervos com maior número de exsicatas de Bromeliaceae (RB, R, HB e SP, respectivamente). Ainda no tocante às coleções depositadas nos herbários, pôde-se constatar que muitos dos espécimes (inclusive *typus*) estão sendo perdidos devido à má conservação dos acervos brasileiros. Esta situação merece uma atenção especial, pois sem espécimes bem preservados é impossível realizar trabalhos taxonômicos que possam auxiliar na conservação (Lewinsohn & Prado 2002). Assim, sugere-se que instituições públicas recebam recursos específicos para manutenção de seus acervos, permitindo assim a preservação dos espécimes em longo prazo. Adicionalmente, políticas de incremento dos herbários através de novas coletas deveriam ser incentivadas, visto que existe uma deficiência de exemplares preservados, o que compromete o avanço do conhecimento do grupo e da diversidade brasileira. Da mesma forma, coleções de espécimes vivos deveriam ser mantidas nas instituições públicas que têm como missão promover o conhecimento e a conservação da biodiversidade brasileira.

Apesar de serem alvos constantes de críticas, as Listas Oficiais de Espécies Ameaçadas são importantes ferramentas para ações conservacionistas, seja por parte do Poder Público (*e.g.* estabelecimento de UCs, direcionamento de recursos e fiscalização), seja por parte do meio acadêmico, que vem somando esforços para ampliar o conhecimento sobre os táxons (Mendonça & Lins 2000; Fraga *et al.* 2007). Dentre os 953 táxons específicos e infraespecíficos registrados no presente levantamento, 338 encontram-se citados em alguma das listas oficias de espécies ameaçadas e apenas 26 possuem categorias distintas dependendo da escala (estadual x nacional) (Tab. 1). Este fato nos leva a crer que, mesmo com metodologias muitas vezes distintas e tendo sido elaboradas em momentos históricos diferentes, as listas são coerentes entre si.

Segundo as listas oficiais, 54 espécies estão incluídas na categoria Criticamente em Perigo (CR), 89 Em Perigo (EP), 182 Vulneráveis (VU) e 17 Raras (R) (Tab. 1). Além destas, três espécies foram indicadas na Revisão da Lista Brasileira (Workshop Biodiversitas 2005) como Extintas na Natureza: *Cryptanthus fosterianus*, *Neoregelia binotii* e *Nidularium utriculosum*. Assim, dentre as espécies de Bromeliaceae registradas na Mata Atlântica cerca de 40% encontram-se sob alguma categoria de ameaça (existem espécies enquadradas em mais de uma categoria). Mais além, é provável que este número esteja subestimado devido ao pouco conhecimento do real estado de conservação das populações em ambientes naturais, bem como pelo número reduzido de espécimes depositados nos herbários, que compromete a avaliação da distribuição geográfica dos táxons.

Esta situação pode ser ilustrada pelos 218 táxons que foram registrados na Mata Atlântica apenas pela coleção-tipo (Tabs. 1 e 2). Deste conjunto, é importante ressaltar que mais de 180 foram descritos nos últimos 30 anos, e apenas 20 há mais de 50 anos. Quando considerada a procedência destes táxons destacam-se os estados do Espírito Santo (região serrana e Vitória), Bahia (Mata higrófila sul-bahiana) e Rio de Janeiro (Serras dos Órgãos e do Desengano e região sul do estado, entre Angra dos Reis e Parati) com 49, 41 e 46 casos, respectivamente. É também representativo o número de táxons cuja procedência é apenas suposta para a Mata Atlântica (38 táxons), uma vez que nem a etiqueta do material nem o protólogo informam a localidade da coleta. Os números parecem indicar também o avanço no conhecimento taxonômico em gêneros como *Canistrum*, *Canistropsis*, *Nidularium* e *Lymania*, que foram alvo de recentes revisões (Leme 1997, 1998, 2000, Sousa 2004b). Por outro lado, gêneros de maior riqueza como *Vriesea*, *Aechmea*, *Cryptanthus*, *Neoregelia*, *Tillandsia* e *Orthophytum* necessitam de um grande esforço de coleta, ainda que alguns de

seus subgêneros ou grupos de espécies tenham sido revistos (Costa 2002; Sousa 2004a; Faria 2006).

Considerando a distribuição geográfica das espécies pelas Unidades Federativas, é notável a partir do nordeste brasileiro o aumento da riqueza entre a Bahia e São Paulo, e o decréscimo a partir do Paraná, em direção ao sul, ainda que não tão evidente quando comparado à primeira região (Fig. 1). Os estados da Região Sudeste e o sul da Bahia abrigam mais da metade das espécies inventariadas (407 spp., 50,7%), ficando evidente que esta região é o principal centro de diversidade e endemismo da família no domínio. Na Região Nordeste fica evidente o Centro Pernambucano, onde dos 93 táxons registrados, 45,5% são endêmicos (Siqueira-Filho *et al.* 2006).

Alguns gêneros apresentam distribuição predominante em alguns estados, enquanto outros, como *Aechmea*, *Tillandsia* e *Vriesea*, possuem representantes ao longo de todo domínio. Apesar da ampla distribuição, *Aechmea* apresenta dois importantes centros de diversidade na Mata Atlântica. O primeiro em Pernambuco e Alagoas e outro entre a Bahia e o Rio de Janeiro. *Vriesea* possui maior diversidade entre a Bahia e Santa Catarina, incluindo Minas Gerais, com destaque para o Rio de Janeiro onde ocorrem 93 espécies. *Hohenbergia*, *Lymania*, *Portea* e *Ronnbergia* distribuem-se preferencialmente na hiléia baiana, onde ocorrem 21, oito, sete e quatro espécies, respectivamente. *Cryptanthus* apresenta o maior número de espécies entre a Bahia (10 spp.) e o Espírito Santo (25 spp.), *Dyckia* no Paraná (15 spp.), Santa Catarina (12 spp.) e Rio Grande do Sul (11 spp.) e *Neoregelia* no Espírito Santo (38 spp.) e no Rio de Janeiro (46 spp.).

Os corredores de biodiversidade visam manter a integridade da biota regional em grandes unidades da paisagem sujeitas a uma matriz de usos econômicos e conservacionistas (Cavalcanti 2006). Os corredores propostos para a Mata Atlântica (MMA 1998, Fonseca *et al.* 2004, Ayres *et al.* 2005) constituem uma importante ferramenta de conservação, considerando o isolamento dos habitats decorrente da crescente e contínua fragmentação dos ambientes naturais e os principais centros de riqueza e endemismos de Bromeliaceae ocorrentes na Mata Atlântica (Martinelli 2006).

Os corredores têm sido abordados sob o ponto de vista da conectividade, onde a relação funcional entre fragmentos permite o contágio espacial entre o habitat e o movimento de organismos em resposta à estrutura da paisagem, possibilitando o fluxo de espécies, sementes e grãos de pólen (Urban & Shugart 1986, With & *et al.* 1997). Sob o enfoque de planejamento regional em áreas prioritárias para conservação, os corredores são unidades que incorporam mosaicos de diferentes paisagens, usos da terra e de áreas protegidas, no intuito de promover a conectividade entre hábitats fragmentados e de proteger e garantir a sobrevivência das espécies e suas populações, num enfoque integrado e de larga escala de conservação, levando em consideração também às demandas sócio-econômicas e a ocupação urbana (Saunders & Hobb1991; Sanderson *et al.* 2003; Aguiar *et al.* 2003; Fonseca *et al.* 2004; Rocha *et al.* 2006).

Os três corredores da Mata Atlântica (Central, Serra do Mar e Nordeste) abrigam juntos 671 espécies de Bromeliaceae (Tabs. 1 e 3), o que corresponde a 83,6% do total de espécies registradas no domínio. O mais rico é o Corredor Central, com 396 espécies (49,3%), seguido pelo Corredor da Serra do Mar, com 369 (46%), sendo o Corredor do Nordeste o que apresenta a menor riqueza (86 espécies – 10,7%). Uma razão para o menor número de espécies no Corredor do Nordeste parece estar relacionada ao alto grau de fragmentação e à perda dos ambientes florestais ao norte do Rio São Francisco (Tabarelli *et al.* 2006). Por outro lado, a maior riqueza nos outros dois corredores pode em parte ser explicada pelo maior número e extensão de fragmentos florestais. Verifica-se ainda, para os três corredores, altos

percentuais relativos de espécies endêmicas da Mata Atlântica (CC – 84,8%; CSM – 83,7%; CNE – 61,6%) (Tab. 3).

No tocante ao *status* de conservação, os três corredores juntos possuem 84,1% do total de espécies ameaçadas da Mata Atlântica (265 spp.). O Corredor Central (CC) abriga o maior número de espécies ameaçadas (166–52,7%), sendo 149 delas endêmicas da Mata Atlântica. O Corredor da Serra do Mar (CSM), por sua vez, contém 143 (45,4%) espécies ameaçadas, sendo 117 endêmicas. Por fim, o Corredor do Nordeste (CNE) abriga 24 (7,6%) espécies, sendo 14 endêmicas (Tab. 3). Estes resultados demonstram a relevância dos corredores da biodiversidade quanto à riqueza, endemismo e ocorrência de espécies ameaçadas de Bromeliaceae, reforçando a importância do efetivo estabelecimento de estratégias em nível regional para a conservação da família no domínio.

Bromeliaceae é uma das famílias de angiospermas no Brasil que mais possui especialistas e informações disponíveis na literatura. Apesar disto, a avaliação dos números aqui obtidos deve levar em conta a lacuna existente no conhecimento da composição florística de algumas áreas remanescentes dentro do domínio, das quais temos pouco ou nenhum registro de coletas. Da mesma forma, não podemos ignorar que muitos táxons aqui listados possuem circunscrição imprecisa. Assim, a coleta de espécimes georeferenciados e com informações sobre tamanho e estado de conservação das populações, a relização de inventários, principalmente nas Unidades de Conservação, e a revisão de grupos devem ser fomentados e incentivados para que, num fututo próximo, as lacunas sobre a taxonomia, distribuição e conservação das espécies sejam menores.

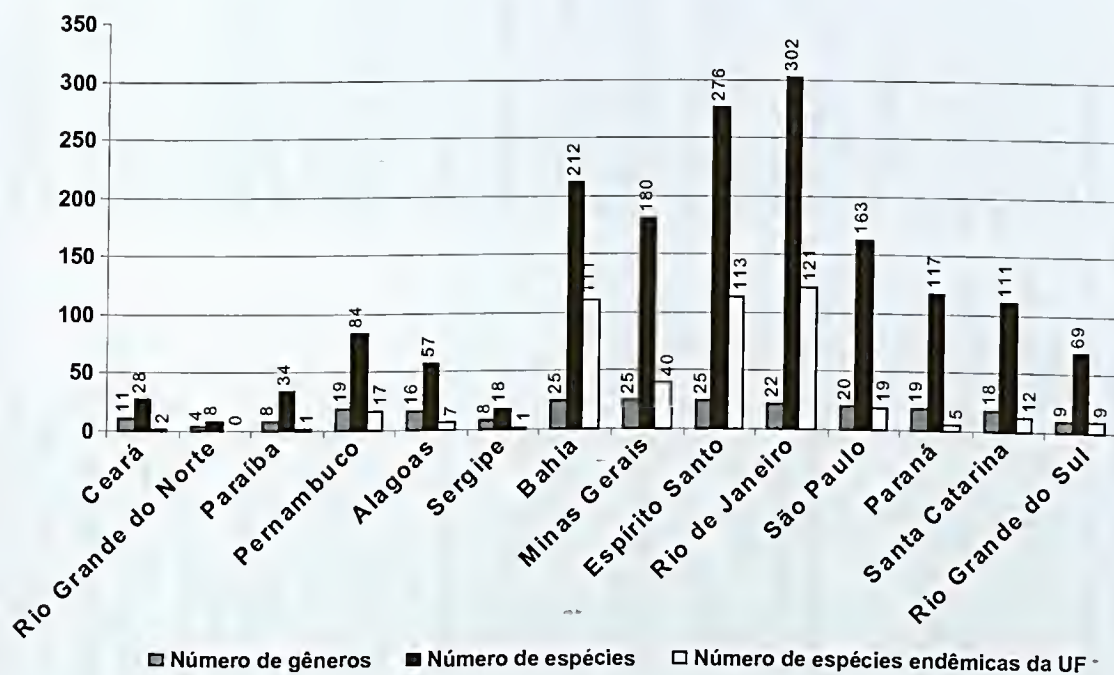



Figura 1 – Número de gêneros, espécies e espécies endêmicas de Bromeliaceae na Mata Atlântica por Unidade Federativa (UF).

Tabela 1 – Lista dos táxons de Bromeliaceae ocorrentes no domínio da Mata Atlântica, suas respectivas obras e categorias de ameaça, bem como distribuição geográfica por Unidade Federativa (UF) e Corredores de Biodversidade. CNE = Corredor do Nordeste; CC = Corredor Central; CSM = Corredor da Serra do Mar. CR = Criticamente em Perigo; EP = Em Perigo; R = Rara; VU = Vulnerável; PEX = Presumivelmente Extinta; EXN = Extinta na Natureza. RS (SEMA 2002); SC (Klein 1990); PR (SEMA 1995); SP (SEMA 2004); ES (IEMA 2005); Lista Oficial do Brasil (IBAMA 1992); Revisão da Lista Oficial do Brasil (Brasil 2005); Revisão da Lista de Minas Gerais (MG 2006). Endêmica = ocorrência restrita ao Domínio da Mata Atlântica. § Táxon de ocorrência duvidosa na Mata Atlântica. * Táxon conhecido apenas pela coleção-*typu*. Dados acerca da distribuição geográfica por Unidade Federativa (UF) e ocorrência nos corredores da biodiversidade foram levantados em nível de espécie.

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Acanthostachys pitcairnioides (Mez) Rauh & Barthlott	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 42: 34. 1983.		BA, ES	CC
Acanthostachys strobilacea (Schult. & Schult. f.) Klotzsch	Ic. Pl. Rar. 1: 21. t. 9. 1840.		MA, ES, MG, RJ, SP, PR, Extra-Brasil	CC, CSM
Aechmea alba Mez	Fl. bras. 3(3): 375. 1894.		Endêmica. BA, MG	CC
Aechmea alopecurus Mez	Fl. bras. 3(3): 367. 1894.	CR (Brasil 2005, MG 2006)	Endêmica. BA, MG	
Aechmea amicorum B.R. Silva & H. Luther	J. Bromeliad Soc. 52(5): 221. 2002.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. BA, ES	CC
Aechmea amorimii Leme	J. Bromeliad Soc. 46: 19. 1996.		Endêmica. BA	CC
Aechmea ampla L.B.Sm.	Phytologia 24: 433. 1972.		Endêmica. BA	CC
Aechmea andersoniana Leme & H. Luther*	J. Bromeliad Soc. 53(1): 3. 2003.		Endêmica. BA	CC
Aechmea andersonii H. Luther & Leme*	J. Bromeliad Soc. 48(3): 127. 1998.		Endêmica. BA	CC
Aechmea apocalyptica Reitz	Sellowia 14: 99. 1962.	R (SC 1990, Brasil 1992)	Endêmica. SP, PR, SC, RS	
Aechmea aquilega (Salisb.) Griseb.	Fl. Brit. W. I. 592. 1864.		AP, PA, MA, CE, RN, PB, PE, AL, SE, BA, Extra-Brasil	CC, CNE
Aechmea araneosa L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 53. 1941.		Endêmica. ES	CC
Aechmea atrovittata Leme & J.A. Siqueira*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 228. 2006.		Endêmica. AL	CNE
Aechmea azurea L.B.Sm.	Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 10: 141. 1950.		Endêmica. ES	CC
Aechmea bambusoides L.B.Sm. & Reitz	Bull. Bromeliad Soc. 14: 32. 1964.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ	CSM
Aechmea bicolor L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126(1): 12. 1955.		Endêmica. BA	CC
Aechmea blanchetiana (Baker) L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126(1): 13. 1955.		Endêmica. BA, ES	CC
Aechmea blumenavii Reitz var. *blumenavii*	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 21. 1952.	R (SC 1990, Brasil 1992)	Endêmica. SC	
Aechmea blumenavii var. *alba* Reitz*	Fl. Ilustr. Catarin. BROM: 412. 1983.		Endêmica. SC	
Aechmea bocainensis E. Pereira & Leme	Rev. Brasil. Biol. 45: 634. 1985.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Aechmea brachycaulis E. Morren *ex* Baker	Hand. Bromel. 53. 1889.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. BA, AL	CC, CNE

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Aechmea bromeliifolia (Rudge) Baker var. *bromeliifolia*	Gen. Pl. 3: 664. 1883.	VU (RS 2002)	AM, MA, RO, PA, TO, RR, AP, MT, CE, PB, MS, GO, DF, BA, MG, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Aechmea bromeliifolia var. *albobracteata* Philcox	Ashingtonia. 1(8): 92. 1974.	VU (RS 2002)		
Aechmea bruggeri Leme	Bromélia 3(3): 24. 1996.	CR (MG 2006)	Endêmica. MG	CSM
Aechmea burle-marxii E. Pereira	Bradea 2(47): 307. 1979.		Endêmica. BA, MG	CC
Aechmea caesia E. Morren *ex* Baker	Handb. Bromel. 43. 1889.		Endêmica. RJ	CSM
Aechmea calyculata (E. Morren) Baker	J. Bot. 17: 232. 1879.	VU (Brasil 2005)	SC, RS, Extra-Brasil	
Aechmea canaliculata Leme & H. Luther*	Selbyana 19(2): 184. 1998.		Endêmica. BA	CC
Aechmea candida E. Morren *ex* Baker	Handb. Bromel. 41. 1889.	EP (SC 1990)	Endêmica. BA, ES, SC, RS	CC
Aechmea capixabae L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado Sao Paulo 1(3): 56. 1941.		Endêmica. ES	CC
Aechmea cariocae L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126(1): 13. 1955.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Aechmea carvalhoi E. Pereira & Leme	Bradea 4(34): 267. 1986.		Endêmica. BA	CC
Aechmea castanea L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126(1): 13. 1955.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea castelnavii Baker	Handb. Bromel. 39. 1889.		AM, PA, MA, CE, GO, Extra-Brasil	
Aechmea catendensis J.A. Siqueira & Leme	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 205. 2006.		Endêmica. PE, AL	CNE
Aechmea caudata Lindm. var. *caudata*	Kongl. Svenska Vetensk. Acad. Handl. 24(8): 29. 1891.	EP (RS 2002)	ES, RJ,SP, PR, SC, RS	CC, CSM
Aechmea caudata var. *caudata* f. *albiflora* W. Weber & Röth[§] *	Feddes Repert. 93(5): 337. 1982.			
Aechmea caudata var. *eipperi* Reitz	Sellowia 17: 41. 1965.			
Aechmea caudata var. *variegata* M.B. Foster	Bromel. Soc. Bull. 3: 47. 1953.			
Aechmea cephaloides J.A. Siqueira & Leme*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 202. 2006.		Endêmica. PE	CNE
Aechmea chrysocoma Baker	Handb. Bromel. 44. 1889.		Endêmica. PB, PE	CNE
Aechmea coelestis (K. Koch) E. Morren var. *coelestis*	Fl. Serres Jard. Eur. 21: 5. 1875.		ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Aechmea coelestis var. *acutifolia* E. Pereira*	Bradea 2(49): 322. 1979.			
Aechmea coelestis var. *albomarginata* M.B. Foster[§] *	Bromel. Soc. Bull. 7: 91. 1957.			
Aechmea comata (Gaudich.) Baker var. *comata*	J. Bot. 17: 234. 1879.	R (SC 1990)	Endêmica. SC, RS	
Aechmea comata var. *makoyana* (Mez) L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126(1): 14. 1955	EP (SC 1990)		
Aechmea conifera L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 53. 1941.		Endêmica. BA	CC, CNE
Aechmea correia-araujoi E. Pereira & Moutinho	Bradea 3(12): 85. 1980.		Endêmica. BA	CC

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Aechmea costantinii (Mez) L.B.Sm.	Phytologia 19: 281. 1970		Endêmica. PB, PE, AL	CNE
Aechmea curranii (L.B.Sm.) L.B.Sm. & M.A. Spencer	Phytologia 72: 97. 1992.		Endêmica. BA, MG	CC
Aechmea cylindrata Lindm.	Kongl. Svenska Vetensk. Acad. Handl. 3(24): 32. 1891.	EP (RS 2002)	Endêmica. SP, PR SC	CSM
Aechmea dealbata E. Morren *ex* Baker	Handb. Bromel. 58. 1889.		Endêmica. RJ	CSM
Aechmea depressa L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 54. 1941.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Aechmea digitata L.B.Sm. & R.W. Read	Phytologia 33(7): 432. 1976.		Endêmica. BA	CC
Aechmea discordiae Leme	Bradea 4(33): 255. 1986.		Endêmica. BA	CC
Aechmea disjuncta (L.B.Sm.) Leme & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 384. 2006.		Endêmica. BA	CC
Aechmea distichantha Lem. var. *distichantha*	Jard. Fleur. 3: pl. 269. 1853.	VU (RS 2002)	MG, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM
Aechmea distichantha var. *distichantha* f. *albiflora* L.B.Sm.*	Arq. Bot. Estado Sao Paulo 1: 102. 1943.			
Aechmea distichantha var. *glaziovii* (Baker) L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado Sao Paulo 1: 102. 1943.			
Aechmea distichantha var. *schlumbergeri* E. Morren *ex* Mez	Fl. bras. 3(3): 343. 1894.	VU (RS 2002)		
Aechmea distichantha var. *vernicosa* E. Pereira*	Bradea 2(47): 308. 1979.			
Aechmea echinata (Leme) Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 79. 1997.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Aechmea emmerichiae Leme	Bradea 4(39): 309. 1987.		Endêmica. RN, PB	CNE
Aechmea entringeri Leme*	Bradea 4(39): 310. 1987.		Endêmica. ES	CC
Aechmea eurycorymbus Harms	Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 12: 528. 1935.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. PB, PE, AL	CNE
Aechmea farinosa (Regel) L.B.Sm. var. *farinosa**	Phytologia 13: 148. 1966.		BA	CC
Aechmea farinosa var. *conglomerata* (Baker) L.B.Sm.[§]	Phytologia 13: 148. 1966.			
Aechmea farinosa var. *discolor* (Beer) L.B.Sm.	Phytologia 13: 148. 1966.			
Aechmea fasciata (Lindl.) Baker var. *fasciata*	J. Bot. 17: 231. 1879.		Endêmica. RJ	CSM
Aechmea fasciata var. *flavivittata* Reitz*	Sellowia 33: 55. 1981.			
Aechmea fasciata var. *pruinosa* Reitz*	Sellowia 33: 55. 1981.			
Aechmea fasciata var. *purpurea* (Guillon) Mez	Pflanzenr. 4(32): 18. 1934.			
Aechmea flavorosea E. Pereira	Bradea 2(49): 321. 1979.		Endêmica. RJ	CSM
Aechmea floribunda Mart. *ex* Schult. & Schult. f.	Syst. veg. 7(2): 1271. 1830.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Aechmea fosteriana L.B.Sm. ssp. *fosteriana*	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 54. 1941.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea fosteriana ssp. *rupicola* Leme*	Bradea 4(50): 392. 1987.	EP (ES 2005)		

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Aechmea fraudulosa Mez	Pflanzenreich, Bromeliac. 636. 1935.		Endêmica. BA	CC
Aechmea froesii (L.B.Sm.) Leme & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 225. 2006.		Endêmica. PE, AL, BA	CC, CNE
Aechmea fulgens Brongn.	Ann. Sc. Nat. Ser. 2(15): 371. 1841.		Endêmica. PB, PE, AL	CNE
Aechmea gamosepala Wittm. var. *gamosepala*	Sellowia 14: 101. 1962.		SP, PR, SC, RS	
Aechmea gamosepala var. *nivea* Reitz	Bot. Jahrb. Syst. 13(29): 3. 1891.		SP, PR, SC, RS	
Aechmea glandulosa Leme	Harvard Pap. Bot. 4(1): 144. 1999.		Endêmica. BA	CC
Aechmea gracilis Lindm.	Kongl. Svenska Vetensk. Acad. Handl. 24(8): 30. 1891.	VU (Brasil 2005), EP (PR 1995)	Endêmica. RJ, SP, PR, SC	CSM
Aechmea grazielae Martinelli & Leme*	Bradea 4(43): 345. 1987.		Endêmica. RJ	CSM
Aechmea guainumbiorum J.A. Siqueira & Leme*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste 207. 2006.		Endêmica. PE	CNE
Aechmea guarapariensis E. Pereira & Leme	Brasil Florestal 59: 40. 1984.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea guaratubensis E. Pereira*	Bradea 1(25): 278.1972.		Endêmica. PR	CSM
Aechmea gurkeniana E. Pereira & Moutinho	Bradea 3(27): 209. 1981.		Endêmica. BA	CC
Aechmea gustavoi J.A. Siqueira & Leme	Selbyana 22(2): 147. 2001.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. PE, AL, BA	CC, CNE
Aechmea hostilis E. Pereira	Bradea 1(25): 277. 1972.		Endêmica. ES	CC
Aechmea incompta Leme & H. Luther*	Selbyana 19(2): 186. 1999.		Endêmica. BA	CC
Aechmea kertesziae Reitz var. *kertesziae*	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 24. 1952.	EP (RS 2002) R (SC 1990)	PR, SC, RS	CSM
Aechmea kertesziae var. *viridiaurata* Reitz	Sellowia 33: 55. 1981.		PR, SC, RS	CSM
Aechmea kleinii Reitz	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 5: 254. 1954.	EP (SC 1990, Brasil 1992)	Endêmica. SC, RS	
Aechmea lactifera Leme & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 199. 2006.		Endêmica. PE, AL	CNE
Aechmea laevigata Leme*	J. Bromeliad Soc. 55(1): 13. 2005.		Endêmica. BA	
Aechmea lamarchei Mez	Fl. bras. 3(3): 370. 1894.		MG, ES	CC, CSM
Aechmea lanata (L.B.Sm.) L.B.Sm. & M.A. Spencer	Phytologia 72: 97. 1992.		Endêmica. BA	CC
Aechmea leonard-kentiana H. Luther & Leme	Bromélia 3(3): 10. 1996.		Endêmica. BA	CC
Aechmea leppardii Philcox*	Kew Bull. 47(2): 271. 1992.		Endêmica. SC	
Aechmea leptantha (Harms) Leme & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 213. 2006.		PB, PE, AL	CNE
Aechmea leucolepis L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 14. 1955.		Endêmica. BA, ES	CC

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Aechmea linharesiorum Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 145. 1999.		Endêmica. BA	CC
Aechmea lymanii W. Weber	J. Bromeliad Soc. 34: 202. 1984.		Endêmica. BA	CC
Aechmea maasii Gouda & W. Till	Bromélia 4(1): 4. 1997.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Aechmea macrochlamys L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 54. 1941.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea marauensis Leme	J. Bromeliad Soc. 36: 266. 1986.		Endêmica. PE, AL, BA	CC, CNE
Aechmea marginalis Leme & J.A. Siqueira*	Selbyana 22(2): 149. 2001.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. AL	CNE
Aechmea mertensii (G. Meyer) Schult. & Schult. f.	Syst. veg. 7(2): 1272. 1830.		RR, AM, RO, AC, AP, PA, MA, MT, PB, PE, AL, SE, BA, Extra-Brasil	CC, CNE
Aechmea miniata (Beer) *ex* Baker var. *miniata*	Handb. Bromel. 53. 1889.		BA	CC
Aechmea miniata var. *discolor* (Beer) Beer	Handb. Bromel. 53. 1889.			
Aechmea mollis L.B.Sm.	Phytologia 20: 178. 1970.		Endêmica. BA	CC
Aechmea mulfordii L.B.Sm.	Phytologia 19: 281. 1970		Endêmica. PE, BA	CC, CNE
Aechmea multiflora L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 117: 4.1937.		Endêmica. AL, SE, BA	CC, CNE
Aechmea muricata (Arruda) L.B.Sm.	Phytologia 8: 12. 1961.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. PE, AL	CNE
Aechmea mutica L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126(1): 16. 1955.	VU (Brasil 2005, ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea nudicaulis (L.) Griseb. var. *nudicaulis*	Fl. Brit. W. I. 593. 1864.	VU (RS 2002)	PB, PE, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Aechmea nudicaulis var. *aequalis* L.B.Sm. & Reitz	Phytologia 8: 506. 1963.			
Aechmea nudicaulis var. *aureorosea* (Antoine) L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126(1): 17. 1955.			
Aechmea nudicaulis var. *capitata* Reitz	Sellowia 17: 42. 1965.			
Aechmea nudicaulis var. *cuspidata* Baker	Journ. Bot. London 17: 234. 1879.	VU (RS 2002)		
Aechmea nudicaulis var. *cuspidata* f. *tabuleirensis* (Reitz) Reitz	Fl. Ilustr. Catarin. BROM: 446. 1983			
Aechmea nudicaulis var. *flavomarginata* E. Pereira*	Bradea 2(7): 31. 1975.			
Aechmea nudicaulis var. *nordestina* J.A. Siqueira & Leme*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 243. 2006.			
Aechmea nudicaulis var. *plurifolia* E. Pereira	Bradea 1(18): 162. 1972.			
Aechmea nudicaulis var. *simulans* E. Pereira*	Bradea 2(25): 174. 1977.			
Aechmea organensis Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 116.1880.		Endêmica. MG, RJ, SP, PR	CSM
Aechmea orlandiana L.B.Sm. ssp. *orlandiana*	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 55. 1941.	CR (ES 2005), EP (Brasil 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea orlandiana ssp. *belloi* E. Pereira & Leme*	Bradea 4(34): 266. 1986.			

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Aechmea ornata Baker var. *ornata*	J. Bot. 17: 162. 1879.		Endêmica. RJ, SP, PR, SC	CSM
Aechmea ornata var. *hoehneana* L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126: 17. 1955.			
Aechmea ornata var. *nationalis* Reitz	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 30. 1952.			
Aechmea paradoxa (Leme) Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 81. 1997.		Endêmica. BA	CC
Aechmea patentissima (Mart. *ex* Schult. & Schult. f.) Baker	J. Bot. 17: 227. 1879.		Endêmica. PE, AL, BA, ES, RJ	CC, CSM, CNE
Aechmea pectinata Baker	J. Bot. 17: 227. 1879.	R (SC 1990)	Endêmica. RJ, SP, PR, SC	CSM
Aechmea pedicellata Leme & H. Luther	J. Bromeliad Soc. 38: 150. 1988.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea perforata L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 55. 1941.		Endêmica. BA, ES	CC
Aechmea pernambucentris J.A. Siqueira & Leme	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 227. 2006.		Endêmica. CE, PE	CNE
Aechmea phanerophlebia Baker	Handb. Bromel. 47. 1889.		Endêmica. MG, ES, RJ, SP	CC, CSM
Aechmea pimenti-velosoi Reitz var. *pimenti-velosoi*	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 26. 1952.	R (SC 1990, Brasil 1992)	Endêmica. SC	
Aechmea pimenti-velosoi var. *glabra* Reitz	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 26. 1952.			
Aechmea pineliana (Brong. *ex* Planch.) Baker var. *pineliana*	J. Bot. 17: 232. 1879.		Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Aechmea pineliana var. *minuta* M.B. Foster	Bromel. Soc. Bull. 11: 96. 1961.			
Aechmea podantha L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126(1): 18. 1955.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea prava E. Pereira*	Bradea 1(25): 278. 1972.		Endêmica. RJ	CSM
Aechmea pseudonudicaulis Leme*	Bradea 4(50): 394. 1987.		Endêmica. ES	CC
Aechmea purpureorosea (Hook.) Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 148. 1880.		Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Aechmea racinae L.B.Sm. var. *racinae*	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 56. 1941.		Endêmica. ES	CC
Aechmea racinae var. *erecta* L.B.Sm.	Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 10: 142. 1950.			
Aechmea racinae var. *tubiformis* E. Pereira	Bradea 1(18): 161.1972.			
Aechmea ramosa Mart. *ex* Schult. & Schult. f. var. *ramosa*	Syst. veg. 7(2): 1272. 1830.		Endêmica. BA, MG, ES, RJ	CC, CSM
Aechmea ramosa var. *festiva* L.B.Sm.	Smithsonia Misc. Collect. 126: 18. 1955.			
Aechmea ramusculosa Leme*	Selbyana 16(1): 111. 1995.		Endêmica. BA	CC
Aechmea recurvata (Klotzsch) L.B.Sm. var. *recurvata*	Contr. Gray Herb. 98: 5. 1932.		PR, SC, RS, Extra-Brasil	CSM
Aechmea recurvata var. *benrathii* (Mez) Reitz	Anais Herb. Barb. Rodr. 4: 30. 1952.			
Aechmea recurvata var. *ortgiesii* (Baker) Reitz	Anais Herb. Barb. Rodr. 4: 29. 1952.	VU (RS 2002)		

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Aechmea roberto-seidelii E. Pereira*	Bradea 1(18): 159. 1972.		Endêmica. ES	CC
Aechmea rubrolilacina Leme*	Pabstia 4(1): 3. 1993.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea saxicola L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2: 118. 1950.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Aechmea serragrandensis Leme & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 241. 2006.		Endêmica. AL	CNE
Aechmea sphaerocephala Baker	J. Bot. 17: 162. 1879.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Aechmea squarrosa Baker*	Handb. Bromel. 63. 1889		Endêmica. RJ	CSM
Aechmea sucreana Martinelli & C. Vieira	Novon 15(1): 173. 2005.		Endêmica. ES	CC
Aechmea sulbahianensis Leme, Amorim & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 392. 2006.		Endêmica. BA, ES	CC
Aechmea tentaculifera Leme, Amorim & J.A. Siqueira*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 391. 2006.		Endêmica. BA	CC
Aechmea tomentosa Mez	Monogr. Phan. 9: 229. 1896.		Endêmica. PE, AL	CNE
Aechmea triangularis L.B.Sm	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 19. 1955.	VU (Brasil 2005, ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Aechmea triticina Mez	Fl. bras. 3(3): 369. 1894.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Aechmea turbinocalyx Mez	Fl. bras. 3(3): 359. 1894.		Endêmica. BA	CC
Aechmea vanhoutteana (Van Houtte) Mez	Fl. bras. 3(3): 366. 1894.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ, SP	CC, CSM
Aechmea victoriana L.B.Sm. var. *victoriana**	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 57. 1941.		Endêmica. ES	CC
Aechmea victoriana var. *discolor* M.B. Foster	Bromel. Soc. Bull. 5: 29. 1955.			
Aechmea viridostigma Leme & H. Luther*	J. Bromeliad Soc. 53(1): 7. 2003.		Endêmica. BA	
Aechmea warasii E. Pereira var. *warasii**	Bradea 1(18): 160. 1972.		Endêmica. ES	CC
Aechmea warasii var. *discolor* E. Pereira*	Bradea 2(47): 308. 1979.			
Aechmea warasii var. *intermedia* (E. Pereira) E. Pereira & Leme	J. Bromeliad Soc. 35: 66. 1985.			
Aechmea weberi (E. Pereira & Leme) Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 80. 1997.		Endêmica. BA	CC
Aechmea weilbachii Didrich. var. *weilbachii*	Ann. Sc. Nat. Ser. 4(2): 375. 1854.		Endêmica. RJ, ES	CSM
Aechmea weilbachii var. *albipetala* Leme & A. Costa	Bromélia 1(4): 23. 1994.			
Aechmea weilbachii var. *weilbachii* f. *leodiensis* (André) E. Pereira & Leme	J. Bromeliad Soc. 37: 123.1987.			
Aechmea weilbachii var. *weilbachii* f. *pendula* Reitz	Sellowia 26: 33. 1975.			
Aechmea weilbachii var. *weilbachii* f. *viridisepala* E. Pereira & Leme	J. Bromeliad Soc. 37: 124.1987.			

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Aechmea werdermannii Harms	Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 12: 529. 1935.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. PE, AL	CNE
Aechmea winkleri Reitz	Sellowia 26: 63. 1975.	VU (Brasil 2005), EP (RS 2002)	Endêmica. RS	
Aechmea wittmackiana (Regel) Mez	Fl. bras. 3(3): 340. 1894.		Endêmica. SP	CSM
Alcantarea benzingii Leme*	Bromélia 2(3): 19. 1995.	CR (Brasil 2005), VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Alcantarea brasiliana (L.B.Sm.) J.R. Grant	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 91: 12. 1995.		Endêmica. RJ	CSM
Alcantarea burle-marxii (Leme) J.R. Grant	Bromélia 2(3): 26.1995.	VU (MG 2006)	Endêmica. MG	
Alcantarea edmundoi (Leme) J.R. Grant	Bromélia 2(3): 26. 1995.		Endêmica. RJ	CSM
Alcantarea extensa (L.B.Sm.) J.R. Grant	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 91: 13. 1995		Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Alcantarea farneyi (Martinelli & A. Costa) J.R. Grant	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 91: 13. 1995.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Alcantarea geniculata (Wawra) J.R. Grant	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 91: 13. 1995.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Alcantarea glaziouana (Leme) Leme	Bromélia 4(2): 35. 1997.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Alcantarea heloisae J.R. Grant	Vidalia 1(1): 31. 2003.		Endêmica. RJ	CSM
Alcantarea imperialis (Carrière) Harms	Nat. Pflanzenfam. 2 15a. 126. 1930.	EP (Brasil 2005, MG 2006)	Endêmica. MG, RJ	CSM
Alcantarea nahoumii (Leme) J.R. Grant [§] *	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 91: 13. 1995.	VU (Brasil 2005)	BA	CC
Alcantarea nevaresii Leme	Bromélia 2(3): 15. 1995.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Alcantarea odorata (Leme) J.R. Grant	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 91: 13. 1995.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ	CSM
Alcantarea regina (Vell.) Harms	Nat. Pflanzenfam. 2 15a. 126. 1930.		Endêmica. RJ	CSM
Alcantarea roberto-kautskyi Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 148. 1999.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Alcantarea vinicolor (E. Pereira & Reitz) J.R. Grant	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 91: 14. 1995.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Ananas ananassoides (Baker) L.B.Sm.	Bot. Mus. Leafl. 7: 79. 1939.		AM, AP, TO, RO, PA, CE, PB, PR, Centro-Oeste, Sudeste, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Ananas bracteatus (Lindl.) Schult. & Schult. f. var. *bracteatus*	Syst. veg. 7(2): 1286. 1830.		PE, AL, MG, RJ, ES, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CSM, CNE
Ananas bracteatus var. *tricolor* (Bertoni) L.B.Sm.[§]	Bot. Mus. Leafl. 7: 76. 1939.			
Ananas fritzmuelleri Camargo	Bol. Tecn. Inst. Agron. 1: 16. 1943.	R (SC 1990), EP (RS 2002)	Endêmica. SP, PR, SC	CSM
Andrea selloana (Baker) Mez	Monogr. Phan. 9: 115. 1896.	VU (Brasil 2005) CR (MG 2006)	Endêmica. MG	

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Araeococcus chlorocarpus (Wawra) Leme & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 251. 2006.		Endêmica. PE, AL, BA	CC, CNE
Araeococcus montanus Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 142. 1999.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Araeococcus nigropurpureus Leme & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 399. 2006.		Endêmica. BA	CC
Araeococcus parviflorus (Mart. *ex* Schult. & Schult. f.) Lindm.	Kongl. Svensk. Akad. Handl. 248: 12. 1891.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Araeococcus sessiliflorus Leme & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 395. 2006.		Endêmica. BA	CC
Billbergia alfonsijoannis Reitz	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 31. 1952.	EP (SC 1990, Brasil 1992)	Endêmica. MG, ES, PR, SC	CC, CSM
Billbergia amoena (Lodd.) Lindl. var. *amoena*	Bot. Reg. 13: t. 1068. 1827.			
Billbergia amoena var. *carnea* E. Pereira	Bradea 2(7): 32. 1975.			
Billbergia amoena var. *flavescens* Reitz*	Fl. Ilustr. Catarin. BROM: 495. 1983			
Billbergia amoena var. *minor* (Antoine & Beer) L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(1): 104. 1943.		BA, ES, MG, GO, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Billbergia amoena var. *robertiana* E. Pereira & Leme	Brasil Florestal 59: 41. 1984.			
Billbergia amoena var. *stolonifera* E. Pereira & Moutinho	Bradea 3(27): 214. 1981.			
Billbergia amoena var. *stolonifera* f. *viridiflora* E. Pereira & Moutinho*	Bradea 3(27): 214. 1981.			
Billbergia amoena var. *viridis* L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126: 20. 1955.			
Billbergia bradeana L.B.Sm.	Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 10: 143. 1951.		Endêmica. ES	CC
Billbergia brasiliensis L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 105. 1943.		Endêmica. RJ	CSM
Billbergia castelensis E. Pereira*	Bradea 1(39): 384. 1974.		Endêmica. ES	CC
Billbergia chlorantha L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 154: 32. 1945.		Endêmica. ES	CC
Billbergia cylindrostachya Mez§ *	Fl. bras. 3(3): 395. 1894.		desconhecida	
Billbergia distachia (Vell.) Mez var. *distachia*	Fl. bras. 3(3): 417. 1894.	EP (RS 2002)		
Billbergia distachia var. *concolor* Reitz	Anais Herb. Barb. Rodr. 4: 33. 1952.	EP (RS 2002)	MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM
Billbergia distachia var. *maculata* Reitz	Anais Herb. Barb. Rodr. 4: 33. 1952.			
Billbergia distachia var. *straussiana* (Wittm.) L.B.Sm.	Anais Herb. Barb. Rodr. 2: 13. 1950.	EP (RS 2002)		
Billbergia elegans Mart. *ex* Schult. & Schult. f.	Syst. veg. 7(2): 1265. 1830.		MG	CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Billbergia euphemiae E. Morren var. *euphemiae*	Belg. Hortic. 22: 1. 1872.		BA, MG, ES, RJ	CC, CSM
Billbergia euphemiae var. *nudiflora* L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126: 20. 1955.			
Billbergia euphemiae var. *purpurea* M.B. Foster	Bromel. Soc. Bull. 7: 40. 1957.			
Billbergia euphemiae var. *saundersioides* L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126: 21. 1955.			
Billbergia horrida Regel var. *horrida*	Ind. Sem. Hort. Petrop. 17. 1857.		Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Billbergia horrida var. *tigrina* Baker	Handb. Bromel. 73. 1889.			
Billbergia iridifolia (Nees & Mart.) Lindl. var. *iridifolia*	Bot. Reg. 13: t. 1068. 1827.		BA, MG, ES, RJ	CC, CSM
Billbergia iridifolia var. *concolor* L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126: 21. 1955.			
Billbergia kautskyana E. Pereira	Bradea 2(40): 275. 1978.		Endêmica. ES	CC
Billbergia laxiflora L.B.Sm.	Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 10: 145. 1951.		Endêmica. ES	CC
Billbergia leptopoda L.B.Sm	Contr. Gray Herb. 154: 33. 1945.		Endêmica. BA, MG, ES	CC
Billbergia lietzei E. Morren	Belg. Hortic. 31: 97. 1881.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Billbergia lymanii E. Pereira & Leme var. *lymanii*	Bradea 4: 72. 1984.	VU (ES 2005)	Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Billbergia lymanii var. *angustifolia* E. Pereira & Leme*	Bradea 4(18): 130. 1985.			
Billbergia macracantha E. Pereira*	Sellowia 26: 79. 1975.		Endêmica. RJ	CSM
Billbergia macrocalyx Hook.	Bot. Mag. 85: t. 5114. 1859.	EP (PR 1995)	Endêmica. BA	
Billbergia magnifica Mez	Bull. Herb. Boissier ser. 2, 3: 133. 1903.		PR, Extra-Brasil	CSM
Billbergia meyeri Mez	Bot. Jahrb. Syst. 30: 148. 1901		RO, MT, MG, SP, Extra-Brasil	
Billbergia minarum L.B.Sm. var. *minarum*	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 22. 1955.		MG, ES	CC, CSM
Billbergia minarum var. *viridiflora* E. Pereira & Leme	Bradea 4(18): 130. 1985.	VU (ES 2005)		
Billbergia morelii Brong.	Portef. Hort. 2: 97. 1848.		Endêmica. PE, AL, SE, BA, ES, RJ, SP	CC, CSM, CNE
Billbergia nana E. Pereira	Bradea 1(29): 316. 1973.		Endêmica. BA, ES	CC
Billbergia nutans H. Wendl. *ex* Regel var. *nutans*	Gartenflora 18: 162. 1869.		SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CSM
Billbergia nutans var. *schimperiana* (Wittm.) Baker	Monogr. Phan. 9: 328. 1896.	EP (SC 1990), VU (RS 2002)		
Billbergia pohliana Mez	Fl. bras. 3(3): 403. 1894.		Endêmica. MG	CSM
Billbergia porteana Brong. *ex* Beer	Fam. Bromel. 115. 1856.		PI, CE, PE, BA, ES, MG, DF, SP, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Billbergia pyramidalis (Sims) Lindl. var. *pyramidalis*	Bot. Reg. 13: t. 1068. 1827.			
Billbergia pyramidalis var. *concolor* L.B.Sm.	Bromel. Soc. Bull. 4: 6. 1954.		BA, MG, ES, RJ, SP	CC, CSM
Billbergia pyramidalis var. *lutea* Leme & W. Weber	J. Bromeliad Soc. 34: 79.1984.			
Billbergia reichardtii Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 115. 1880.	VU (MG 2006)	Endêmica. MG, ES	CC, CSM
Billbergia sanderiana E. Morren	Belg. Hortic. 34: 17. 1884.		Endêmica. MG, ES, RJ, SP	CC, CSM
Billbergia saundersii Bull	Gard. Chron. 1: 78. 1874.		Endêmica. BA, MG, RJ	CC
Billbergia seidelii L.B.Sm. & Reitz	Phytologia 10: 485. 1964.		Endêmica. ES, RJ	CCC, CSM
Billbergia tweedieana Baker var. *tweedieana*	Handb. Bromel. 74. 1889.	VU (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ, ES	CC, CSM
Billbergia tweedieana var. *latisepala* L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126: 22. 1955.			
Billbergia vittata Brong.	Portef. Hort. 2: 353. 1848.		MG, ES, RJ	CC, CSM
Billbergia zebrina (Herb.) Lindl.	Bot. Reg. 13: t. 1068. 1827.	VU (RS 2002)	MG, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CSM
Bromelia antiacantha Bertol.	Virid. Bonom. 4. 1824.		BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM
Bromelia balansae Mez	Fl. bras. 3(3): 191. 1894.	VU (RS 2002)	AM, PA, MT, GO, DF, MG, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	
Bromelia binotii E. Morren *ex* Mez	Fl. bras. 3(3): 192. 1894.		Endêmica. ES	CC
Bromelia karatas L.	Sp. Pl. (ed. 2) 1: 285. 1753.		MA, CE, PB, PE, BA, GO, Extra-Brasil	CC, CNE
Bromelia lagopus Mez	Fl. bras. 3(3): 188. 1894.		BA, TO, GO, PI	CC
Bromelia regnellii Mez	Fl. bras. 3(3): 194. 1894.		BA, MG, GO	CC
Canistropsis albiflora (L.B.Sm.) H. Luther & Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 31. 1998.	VU (ES 2005)	Endêmica. BA, ES	CC
Canistropsis billbergioides (Schult. & Schult. f.) Leme f. *billbergioides*	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 45. 1998.		Endêmica. BA, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Canistropsis billbergioides f. *azurea* (E. Pereira & Leme) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 50. 1998.			
Canistropsis burchellii (Baker) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 26. 1998		Endêmica. SP	CSM
Canistropsis correia-araujoi (E. Pereira & Leme) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 32. 1998.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Canistropsis elata (E. Pereira & Leme) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 51. 1998.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Canistropsis exigua (E. Pereira & Leme) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mat Atlântica. 53. 1998.		Endêmica. SP	CSM
Canistropsis marceloi (E. Pereira & Moutinho) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 24. 1998.		Endêmica. RJ	CSM
Canistropsis microps (E. Morren *ex* Mez) Leme f. *microps*	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 35. 1998.	R (SC 1990)		
Canistropsis microps f. *bicensis* (Ule) Leme*	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 40. 1998.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Canistropsis microps f. *pallida* (L.B. Sm.) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 39. 1998.			
Canistropsis pulcherrima (E. Pereira) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 40. 1998.		Endêmica. RJ	CSM
Canistropsis seidelii (L.B.Sm. & Reitz) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 42. 1998.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Canistropsis simulans (E. Pereira & Leme) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 29. 1998.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Canistrum alagoanum Leme & J.A. Siqueira	J. Bromeliad Soc. 52(3): 112. 2002.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. AL	CNE
Canistrum aurantiacum E. Morren	Belg. Hortic. 23: 257. 1873.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. PE, AL	CNE
Canistrum auratum Leme	Pabstia 4(3): 2. 1993.		Endêmica. BA, MG	CC
Canistrum camacaense Martinelli & Leme	Bradea 4(33): 256. 1986.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Canistrum fosterianum L.B.Sm.	Arch. Bot. de São Paulo 2: 195. 1952.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Canistrum guzmanioides Leme	Bradea 8(21): 116. 1999.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Canistrum improcerum Leme & J.A. Siqueira*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 269. 2006.		Endêmica. AL	CNE
Canistrum lanigerum H. Luther & Leme*	Bromélia 5(1-4): 19. 1999.		Endêmica. BA	CC
Canistrum montanum Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 33. 1997.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Canistrum pickelii (A. Lima & L.B.Sm.) Leme & J.A. Siqueira	J. Bromeliad Soc. 52(3): 107. 2002.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. PE, AL	CNE
Canistrum sandrae Leme*	Bradea 8(21): 117. 1999.		Endêmica. BA	CC
Canistrum seidelianum W. Weber	Feddes Repert. 97: 117. 1986.		Endêmica. BA	CC
Canistrum triangulare L.B.Sm. & Reitz	Phytologia 9(4): 256. 1963.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Catopsis berteroniana (Schult. & Schult. f.) Mez	Monogr. Phan. 9: 621. 1896.		PE, AL, SE, BA, SP, PR, SC, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Catopsis sessiliflora (Ruiz & Pav.) Mez	Monogr. Phan. 9: 625. 1896.		AM, PA, CE, PE, AL, BA, ES, SP, PR, SC, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Cryptanthus acaulis (Lindl.) Beer var. *acaulis*	Fam. Bromel. 75. 1856.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Cryptanthus acaulis var. *ruber* Beer§ *	Fam. Bromel. 76. 1856.			
Cryptanthus alagoanus Leme & J.A. Siqueira	Selbyana 22(2): 151. 2001.		Endêmica. PB, PE, AL	CNE
Cryptanthus beuckeri E. Morren	Belg. Hortic. 30: 241. 1880.	VU (ES 2005)	Endêmica. BA, ES	CC
Cryptanthus bibarrensis Leme*	*Cryptanthus* Soc. J. 17(3): 86. 2002.		Endêmica. BA	
Cryptanthus bivittatus (Hook.) Regel var. *bivittatus*§ *	Gartenflora 14: 2. 1865.		PE	
Cryptanthus bivittatus var. *atropurpureus* Mez§ *	Pflanzenr. 4(32): 18. 1934.			
Cryptanthus bromelioides Otto & Dietrich	Allg. Gartenz. 4: 298. 1836.		Endêmica. RJ	CSM
Cryptanthus burle-marxii Leme	*Cryptanthus* Soc. J. 5(1): 12. 1990.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. PE	CNE
Cryptanthus capitatus Leme*	*Cryptanthus* Soc. J. 9(4): 6-9. 1994.	EP (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus caracensis Leme & E. Gross	*Cryptanthus* Soc. J. 7(4): 12. 1992.	VU (Brasil 2005, MG 2006)	Endêmica. MG	
Cryptanthus caulescens I. Ramírez	Harvard Pap. Bot. 3: 216. 1998.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus colnagoi Rauh & Leme§ *	J. Bromeliad Soc. 39(6): 258. 1989.		BA	
Cryptanthus coriaceus Leme*	*Cryptanthus* Soc. J. 6(1): 14. 1991.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus correia-araujoi Leme*	Bromélia 2(3): 7. 1995.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus delicatus Leme*	Selbyana 16(1): 115. 1995.		Endêmica. RJ	CSM
Cryptanthus dianae Leme	*Cryptanthus* Soc. J. 5(2): 10. 1990.		Endêmica. PB, PE, AL	CNE
Cryptanthus dorothyae Leme	*Cryptanthus* Soc. J. 11(1): 6. 1996.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Cryptanthus exaltatus H. Luther	*Cryptanthus* Soc. J. 5(4): 16. 1990.	EP (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus felixii J.A. Siqueira & Leme*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 285. 2006.		Endêmica. PE, AL	CNE
Cryptanthus fernseeoides Leme*	*Cryptanthus* Soc. J. 11(3): 9. 1996.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus fosterianus L.B.Sm.	Bull. Bromeliad Soc. 2: 63. 1952.	EXN (Brasil 2005)	Endêmica. PE	CNE
Cryptanthus glazioui Mez	Fl. bras. 3(3): 202. 1894.	VU (Brasil 2005, MG 2006)	Endêmica. MG	
Cryptanthus grazielae H. Luther*	*Cryptanthus* Soc. J. 13(2-4): 12. 1998.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus incrassatus L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2: 119. 1950.		Endêmica. ES	CC
Cryptanthus latifolius Leme	*Cryptanthus* Soc. J. 6(2): 14. 1991.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus leuzingerae Leme*	Bradea 8(21): 115. 1999.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus lutherianus I. Ramírez*	Harvard Pap. Bot. 3: 218. 1998.	EP (ES 2005)	Endêmica. ES	CC

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Cryptanthus lyman-smithii Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 135. 1999.		Endêmica. BA	CC
Cryptanthus marginatus L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 24. 1955.		Endêmica. ES	CC
Cryptanthus maritimus L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 106. 1943.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus microglazioui I. Ramírez*	Harvard Pap. Bot. 3: 219. 1998.		Endêmica. ES	CC
Cryptanthus minarum L.B.Sm. *	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 24. 1955.		Endêmica. MG	
Cryptanthus odoratissimus Leme	*Cryptanthus* Soc. J. 7(2): 10. 1992.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus osiris W. Weber§ *	Feddes Repert. 93: 337. 1982.		Desconhecida	
Cryptanthus pickelii L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 25. 1955.		Endêmica. PE	CNE
Cryptanthus praetextus E. Morren *ex* Baker	Handb. Bromel. 16. 1889.		Endêmica. ES	CC
Cryptanthus pseudoglazioui Leme*	*Cryptanthus* Soc. J. 6(4): 10.1991.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus pseudopetiolatus Philcox	Kew Bull. 47(2): 265. 1992.		Endêmica. BA	CC
Cryptanthus pseudoscaposus L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 25. 1955.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus reisii Leme*	*Cryptanthus* Soc. J. 17(3): 87. 2002.		Endêmica. BA	
Cryptanthus reptans Leme & J.A. Siqueira*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 287. 2006.		Endêmica. PE	CNE
Cryptanthus roberto-kautskyi Leme*	*Cryptanthus* Soc. J. 6(3): 12. 1991.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus ruthae Philcox	Kew Bull. 47(2): 268. 1992.		Endêmica. BA	CC
Cryptanthus scaposus E. Pereira	Bradea 2(36): 251. 1978.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus schwackeanus Mez	Fl. bras. 3(3): 203. 1894.	VU (MG 2006)	MG	CSM
Cryptanthus seidelianus W. Weber*	Feddes Repert. 97: 119. 1986.		Endêmica. BA	
Cryptanthus sergipensis I. Ramírez	Harvard Pap. Bot. 3: 219. 1998.		Endêmica. SE	
Cryptanthus sinuosus L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 26. 1955.		Endêmica. RJ	CSM
Cryptanthus teretifolius Leme*	*Cryptanthus* Soc. J. 17(1): 15. 2002.		Endêmica. ES	CC
Cryptanthus ubairensis I. Ramírez*	Harvard Pap. Bot. 3: 221. 1998.		Endêmica. BA	CC
Cryptanthus vexatus Leme	*Cryptanthus* Soc. J. 10(4): 9.1995.		Endêmica. BA	CC
Cryptanthus whitmanii Leme*	*Cryptanthus* Soc. J. 9(2): 14. 1994.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Cryptanthus zonatus (Visiani) Beer	Fam. Bromel. 76. 1856.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. PE	CNE
Dyckia agudensis Irgang & Sobral§ *	Napaea 3: 5-7. 1987.	VU (Brasil 2005)	RS	
Dyckia argentea Mez	Fl. bras. 3(3): 492. 1894.		MG	
Dyckia bracteata (Wittm.) Mez	Fl. bras. 3(3): 470. 1894.		MG, ES	CC
Dyckia brevifolia Baker	Refug. Bot.4: t. 236. 1871.	EP (PR 1995)	Endêmica. PR, SC	
Dyckia cabrerae L.B.Sm. & Reitz	Sellowia 14: 101. 1962.	EP (SC 1990, Brasil 1992, 2005)	Endêmica. PR, SC	
Dyckia choristaminea Mez§	Repert. Sp. Nov. 16: 71. 1919.	EP (Brasil 2005)	RS	
Dyckia cinerea Mez	Fl. bras. 3(3): 469. 1894.		Endêmica. MG, ES	

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Dyckia commixta Hassler	Annuaire Conserv. Jard. Bot. Genève 20: 305. 1919.	EP (PR 1995)	PR, Extra-Brasil	
Dyckia consimilis Mez	Fl. bras. 3(3): 479. 1894.		MG	
Dyckia crocea L.B.Sm. §	Phytologia 19: 282. 1970.		PR	
Dyckia delicata Larocca & Sobral§ *	Novon 12(2): 234. 2002.	VU (Brasil 2005)	RS	
Dyckia densiflora Schult. & Schult. f.	Syst. veg. 7(2): 1194. 1830.		MG	
Dyckia distachya Hassler	Annuaire Conserv. Jard. Bot. Genève 20: 308. 1919.	CR (Brasil 2005), EP (Brasil 1992), EP (RS 2002) EP (SC 1990)	SC, RS, Extra-Brasil	
Dyckia dusenii L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 98: 6. 1932.	R (SC 1990), VU (PR 1995)	PR, SC	
Dyckia encholirioides (Gaudich.) Mez var. *encholirioides*	Monogr. Phan. 9: 507. 1896.		Endêmica. SP, PR, SC, RS	CSM
Dyckia encholirioides var. *rubra* (Wittm.) Reitz	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 3: 108. 1951.			
Dyckia fosteriana L.B.Sm. var. *fosteriana*	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 107. 1943.		PR	
Dyckia fosteriana var. *robustior* L.B.Sm. *	Phytologia 19: 283. 1970.	R (PR 1995)		
Dyckia frigida Hook. f.	Bot. Mag. 103: t. 6294. 1877.		PR	
Dyckia hatschbachii L.B.Sm. *	Phytologia 14: 480. 1967.	EP (SC 1990, Brasil 1992, PR 1995), VU (Brasil 2005)	Endêmica. PR	CSM
Dyckia ibiramensis Reitz	Sellowia 14: 104. 1962.	EP (SC 1990, Brasil 1992), CR (Brasil 2005)	Endêmica. SC	
Dyckia irmgardiae L.B.Sm.§	Phytologia 13: 150. 1966.	VU (Brasil 2005)	RS	
Dyckia leptostachya Baker	Gard. Chron. 2: 198. 1884.		PR, SC, RS, Extra-Brasil	
Dyckia maritima Baker	Handb. Bromel. 136. 1889.	VU (RS 2002)	Endêmica. SC, RS	
Dyckia martinellii B.R. Silva & Forzza	Novon 14(2): 168. 2004.		Endêmica. RJ	CSM
Dyckia microcalyx Baker var. *microcalyx*	Handb. Bromel. 133. 1889.		MS, PR, Extra-Brasil	
Dyckia microcalyx var. *ostenii* L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 104: 73. 1934.			
Dyckia minarum Mez	Fl. bras. 3(3): 483. 1894.		MG, GO, SP	CC
Dyckia monticola L.B.Sm. & Reitz	Sellowia 14: 104. 1962.	R (SC 1990)	Endêmica. SC	
Dyckia pernambucana L.B.Sm.	Phytologia 20: 179. 1970		PE	
Dyckia pseudococcinea L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 108. 1943.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Dyckia reitzii L.B.Sm.	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 2(2): 14. 1950.	R (SC 1990), VU (RS 2002)	Endêmica. PR, SC	CSM
Dyckia remotiflora Otto & Dietrich var. *remotiflora*		VU (RS 2002)	PR, SC, RS, Extra-Brasil	CSM
Dyckia remotiflora var. *angustior* L.B.Sm.*	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(1): 108. 1943.			
Dyckia remotiflora var. *montevidensis* (K. Koch) L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(1): 108. 1943.	VU (RS 2002)		
Dyckia saxatilis Mez	Monogr. Phan., 9: 518. 1896.		MG	CSM
Dyckia schwackeana Mez	Fl. bras. 3(3): 478. 1894.		MG	
Dyckia selloa (K. Koch) Baker	Handb. Bromel. 136. 1889.		Endêmica. PR, RS	
Dyckia trichostachya Baker	Handb. Bromel. 133. 1889.		MG, ES	CC
Dyckia tuberosa (Vell.) Beer	Bromel. 157. 1856.	EP (RS 2002)	MG, SP, PR, SC, RS	CSM
Edmundoa ambigua (Wand. & Leme) Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 42. 1997.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Edmundoa lindenii (Regel) Leme var. lindenii	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 46. 1997.	EP (RS 1990)	Endêmica. MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM
Edmundoa lindenii var. *rosea* (E. Morren) Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 50. 1997.	VU (MG 2006)		
Edmundoa perplexa (L.B.Sm.) Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 54. 1997.		Endêmica. SP	CSM
Encholirium gracile L.B.Sm.	Phytologia 16: 69. 1968.	EP (Brasil 2005, ES 2005, MG 2006)	Endêmica. MG, ES	CC
Encholirium horridum L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 129: 32. 1940.	EP (Brasil 2005, ES 2005, MG 2006)	Endêmica. MG, ES	CC
Encholirium pernambucanum L.B.Sm. & R.W. Read	Bradea 5(27): 302. 1989.		PE	
Fernseea bocainensis E. Pereira & Moutinho	Bradea 3(38): 344. 1983.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ, SP	CSM
Fernseea itatiaiae (Wawra) Baker	Handb. Bromel. 20. 1889.	EP (Brasil 2005, MG 2006), R (Brasil 1992)	Endêmica. MG, RJ, SP	CSM
Guzmania lingulata (L.) Mez var. *lingulata*	Monogr. Phan. 9: 899. 1896.		Região amazônica, CE, PE, AL, BA , Extra-Brasil	CC, CNE
Guzmania lingulata var. *minor* (Mez) L.B.Sm. & Pitten.	Phytologia 7: 105. 1960.			
Guzmania monostachia (L.) Rusby *ex* Mez var. *monostachia*	Monogr. Phan. 9: 905. 1896.	EP (Brasil 2005)	CE e PE, Extra-Brasil	
Guzmania sanguinea (André) André *ex* Mez var. *sanguinea*	Monogr. Phan. 9: 901. 1896.	EP (Brasil 2005)	CE, Extra-Brasil	

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Hohenbergia augusta (Vell.) E. Morren	Fl. bras. 3(3): 270. 1894.		Endêmica. ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Hohenbergia belemii L.B.Sm. & R.W. Read	Phytologia 33(7): 438. 1976.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Hohenbergia blanchetii (Baker) E. Morren *ex* Mez	Fl. bras. 3(3): 267. 1894.		Endêmica. PE, BA, ES	CC, CNE
Hohenbergia brachycephala L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 129: 32. 1940.		Endêmica. BA	CC
Hohenbergia burle-marxii Leme & W. Till*	Bromélia 3(1): 28. 1996.		Endêmica. BA	CC
Hohenbergia castellanosii L.B.Sm. & R.W. Read	Phytologia 33(7): 437. 1976.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Hohenbergia catingae Ule var. *catingae*	Bot. Jahrb. 42: 195. 1908.		RN, PB, PE, AL, SE, BA, MG	CNE
Hohenbergia conquistensis Leme[§] *	J. Bromeliad Soc. 53(4): 169. 2003.		BA	CC
Hohenbergia correia-araujoi E. Pereira & Moutinho	Bradea 3(120: 88. 1980.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Hohenbergia flava Leme & C.C. Paula*	Vidalia 2(1): 22. 2004.		Endêmica. BA	CC
Hohenbergia hatschbachii Leme	Harvard Pap. Bot. 4(1): 141. 1999.		Endêmica. BA	CC
Hohenbergia horrida Harms	Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 12: 525. 1935.		Endêmica. PE	
Hohenbergia itamarajuensis Leme & Baracho*	Bromélia 5(1-4): 78. 1999.		Endêmica. BA	CC
Hohenbergia lanata E. Pereira & Moutinho	Bradea 3: 88. 1980.		Endêmica. BA	CC
Hohenbergia lemei H. Luther & K. Norton*	Vidalia 2(2): 37. 2004.		Endêmica. BA	CC
Hohenbergia littoralis L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 129: 33. 1940.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Hohenbergia minor L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 129: 34. 1940.		Endêmica. BA	CC
Hohenbergia pabstii L.B.Sm. & R.W. Read	Phytologia 33(7): 439. 1976.		Endêmica. BA, MG	CC
Hohenbergia ramageana Mez	Monogr. Phan. 9: 127. 1896.		Endêmica. RN, PB, PE, AL, BA, MG, SP	CC, CSM, CNE
Hohenbergia ridleyi (Baker) Mez	Fl. bras. 3(3): 266. 1894.		Endêmica. PB, PE, SE	CNE
Hohenbergia rosea L.B.Sm. & R.W. Read[§]	Phytologia 33(7): 435. 1976.		BA	CC
Hohenbergia salzmannii (Baker) E. Morren *ex* Mez	Handb. Bromel. 49. 1889.		Endêmica. BA	CC
Hohenbergia stellata Schult. & Schult. f.	Syst. veg. 7(2). 1251. 1830.		PI, AL, BA, Extra-Brasil	CC, CNE
Hohenbergia utriculosa Ule	Bot. Jahrb. 42: 196. 1908.		BA	CC
Lymania alvimii (L.B.Sm. & R.W. Read) R.W. Read	J. Bromeliad Soc. 34: 213. 1984.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Lymania azurea Leme	Bradea 4: 394. 1987.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Lymania corallina (Brong. *ex* Beer) R.W. Read	J. Bromeliad Soc. 34: 213. 1984.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Lymania globosa Leme	Bradea 4(50): 395. 1987.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Lymania languida Leme*	J. Bromeliad Soc. 56(1): 42. 2006.		Endêmica. BA	CC
Lymania marantoides (L.B.Sm.) R.W. Read	J. Bromeliad Soc. 34: 213. 1984.		Endêmica. BA	CC
Lymania smithii R.W. Read	J. Bromeliad Soc. 34: 213. 1984.		Endêmica. PE, AL, BA	CC, CNE
Lymania spiculata Leme & Forzza	J. Bromeliad Soc. 51(5): 195. 2001.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Neoregelia abendrothae L.B.Sm.	Bull. Bromeliad Soc. 10: 24. 1960.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia ampullacea (E. Morren) L.B.Sm	Contr. Gray Herb. 104: 78. 1934.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia angustibracteolata E. Pereira & Leme*	Bradea 4(34): 269 .1986.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Neoregelia angustifolia E. Pereira	Bradea 2(7): 27. 1975.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia atroviridifolia W. Weber[§] *	Feddes Repert. 93: 339. 1982.		Desconhecida	
Neoregelia azevedoi Leme*	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 80. 1998.		Endêmica. BA	CC
Neoregelia binotii (Antoine) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 114: 5. 1936.	EXN (Brasil 2005)	Endêmica. SP	CSM
Neoregelia bragarum (E. Pereira & L.B.Sm.) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 78. 1998.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia brevifolia L.B.Sm. & Reitz	Phytologia 15: 188. 1967.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia brigadeirensis Paula & Leme*	Pabstia 8(1): 2. 1997.	CR (MG 2006)	Endêmica. MG	
Neoregelia brownii Leme*	Pabstia 8(1): 3. 1997.	CR (MG 2006), VU (Brasil 2005)	Endêmica. MG	
Neoregelia burle-marxii R.W. Read ssp. *burle-marxii**	J. Bromeliad Soc. 46(6): 261. 1996.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. SP	
Neoregelia burle-marxii ssp. *meeana* R.W. Read*	J. Bromeliad Soc. 46(6): 263. 1996.			
Neoregelia camorimiana E. Pereira & I.A. Penna*	Bol. Mus. Bot. Mun. Curitiba 62: 2. 1985.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia capixaba E. Pereira & Leme*	Bradea 4(18): 129. 1985.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Neoregelia carcharodon (Baker) L.B.Sm. var. *carcharodon*	Contr. Gray Herb. 106: 152. 1935.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia carcharodon var. *atroviolacea* Reitz	Sellowia 26: 38. 1975.			
Neoregelia carinata Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 138. 1999.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia carolinae (Beer) L.B.Sm. f. *carolinae*	Contr. Gray Herb. 124: 9. 1939.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia chlorosticta (Baker) L.B.Sm.	Phytologia 10(6): 486. 1964.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ, SP, PR	CSM
Neoregelia coimbrae E. Pereira & Leme	Ver. Bras. Biol. 45(4): 631. 1986.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia compacta (Mez) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 124: 9. 1939.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia concentrica (Vell.) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 104: 78. 1934.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia coriacea (Antoine) L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 27. 1955.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia correia-araujoi E. Pereira & I.A. Penna*	Bradea 4(1): 2. 1983.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia crispata Leme*	J. Bromeliad Soc. 46(1): 22. 1996.		Endêmica. BA	CC
Neoregelia cruenta (R. Graham) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 124: 9. 1939.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA, ES, RJ, SP	CC, CSM
Neoregelia cyanea (Beer) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 124: 9. 1939.		Endêmica. MG	
Neoregelia diversifolia E. Pereira	Bradea 2(7): 29. 1975.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia doeringiana L.B.Sm.	Phytologia 7: 176. 1960.		Endêmica. SP, PR	CSM
Neoregelia dungsiana E. Pereira	Bradea 1(25): 276. 1972.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia eltoniana W. Weber	Feddes Repert. 94: 597. 1983.		Endêmica. RJ	CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Neoregelia farinosa (Ule) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 124: 9. 1939.		Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia fluminensis L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 27. 1955.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia fosteriana L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2: 120. 1950.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia gavionensis Martinelli & Leme*	J. Bromeliad Soc. 36(2): 71. 1986.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia gigas Leme & L. Kollmann*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 403. 2006.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia guttata Leme	J. Bromeliad Soc. 53(2): 59. 2003.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Neoregelia hoehneana L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 28. 1955.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ, SP	CSM
Neoregelia ibitipocensis (Leme) Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 67. 1998.	CR (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ	CSM
Neoregelia indecora (Mez) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 124: 9. 1939.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia inexspectata Leme*	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 75. 1998.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Neoregelia johannis (Carrière) L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 28. 1955.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Neoregelia kautskyi E. Pereira	Bradea 1(11): 82. 1971.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia kerryi Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 82. 1998.		Endêmica. BA	CC
Neoregelia kuhlmannii L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 28. 1955.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia lactea H. Luther & Leme	Bromélia 2(2): 8. 1995.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia laevis (Mez) L.B.Sm. f. *laevis*	Contr. Gray Herb. 104: 78. 1934.		Endêmica. RJ, SP, PR, SC	CSM
Neoregelia laevis f. *maculata* H. Luther	J. Bromeliad Soc. 51(6): 269. 2001.			
Neoregelia leprosa L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 29. 1955.		Endêmica. MG, ES	CC
Neoregelia leucophoea (Baker) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 124: 9. 1939.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia lilliputiana E. Pereira	Bradea 1(39): 383. 1974.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Neoregelia lillyae W. Weber var. *lillyae*[§] *	Feddes Repert. 94: 601. 1983.		Desconhecida	
Neoregelia lillyae var. *acuminata* W. Weber[§] *	Feddes Repert. 94: 599. 1983.			
Neoregelia longipedicellata Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 74. 1998.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia longisepala E. Pereira & I.A. Penna	Bradea 4(1): 1. 1983.		Endêmica. BA	CC
Neoregelia lymaniana R. Braga & D. Sucre	Rev. Brasil. Biol. 34(4): 491. 1974.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia macahensis (Ule) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 124: 9. 1939.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia macrosepala L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 29. 1955.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia maculata L.B.Sm.	Phytologia 15: 187. 1967.		Endêmica. PR, SP	CSM
Neoregelia macwilliamsii L.B.Sm.	Phytologia 18: 138. 1969.		Endêmica. RJ	CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Neoregelia magdalenae L.B.Sm. & Reitz var. *magdalenae*	Phytologia 15: 189. 1967.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia magdalenae var. *teresae* L.B.Sm. & Reitz*	Phytologia 15: 189. 1967.			
Neoregelia marmorata (Baker) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 124: 10. 1939		Endêmica. RJ, SP	CSM
Neoregelia martinellii W. Weber	Feddes Repert. 97: 119. 1986.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia melanodonta L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 30. 1955.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia menescalii Leme*	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 73. 1998.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Neoregelia nevaresii Leme & H. Luther*	J. Bromeliad Soc. 48(4): 155. 1998.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia nivea Leme§ *	J. Bromeliad Soc. 46(5): 219. 1996.		SP	
Neoregelia odorata Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 140. 1999.		Endêmica. SP	CSM
Neoregelia olens (Hook. f.) L.B.Sm.§ *	Contr. Gray Herb. 124: 10. 1939.		Desconhecida	
Neoregelia oligantha L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 30. 1955.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG	CSM
Neoregelia pascoaliana L.B.Sm.	Phytologia 24(5): 447. 1972.	EP (Brasil 2005), VU (ES 2005)	Endêmica. BA, ES	CC
Neoregelia pauciflora L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 31. 1955.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia paulistana E. Pereira	Sellowia 26: 76. 1975.		Endêmica. SP	CSM
Neoregelia pernambucana Leme & J.A. Siqueira	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 232. 2000.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. PE, AL	CNE
Neoregelia petropolitana Leme	J. Bromeliad Soc. 45(5): 199. 1995.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia pineliana (Lem.) L.B.Sm. f. *pineliana*	Contr. Gray Herb. 114: 5. 1936.		Desconhecida	
Neoregelia pineliana f. *phyllanthidea* (E. Morren) L.B.Sm. *	Phytologia 15: 184. 1967.			
Neoregelia pontualii Leme*	Bradea 5: 391. 1990.		Endêmica. SP	CSM
Neoregelia princeps (Baker) L.B.Sm. f. *princeps*	Contr. Gray Herb. 114: 5. 1936.		ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia princeps f. *phyllanthidea* (Mez) L.B.Sm.§	Phytologia 15: 185. 1967.			
Neoregelia punctatissima (Ruschi) Ruschi	Bol. Mus. Biol. Prof. Mello Leitao. Ser. Bot. 15: 2. 1954.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia richteri W. Weber§ *	Feddes Repert. 93: 341. 1982.		Desconhecida	
Neoregelia roethii W. Weber	Feddes Repert. 93: 342. 1982.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia rubrifolia Ruschi	Bol. Mus. Biol. Prof. Mello Leitao, Ser. Bot. 15: 1. 1954.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia rubrovittata Leme*	J. Bromeliad Soc. 46(5): 217. 1996.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia ruschii Leme & B.R. Silva	J. Bromeliad Soc. 51(4): 147. 2001.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Neoregelia sanguinea Leme	Selbyana 16(1): 115. 1995.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Neoregelia sapiatibensis E. Pereira & I.A. Penna	Bol. Mus. Bot. Mun. Curitiba 62: 2. 1985.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia sarmentosa (Regel) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 104: 79. 1934.		Endêmica. MG, ES, RJ, SP	CC, CSM
Neoregelia schubertii Röth§ *	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 42: 63. 1983.		Desconhecida	
Neoregelia seideliana L.B.Sm. & Reitz	Phytologia 10: 486, pl. 2, figs. 10,11. 1964.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia silvomontana Leme & J.A. Siqueira*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 400. 2006.		Endêmica. BA	
Neoregelia simulans L.B.Sm.	Phytologia 15: 187. 1967.	CR (MG 2006)	Endêmica. MG, ES	CC
Neoregelia smithii W. Weber*	Feddes Repert. 93: 345. 1982.		Desconhecida	
Neoregelia spectabilis (T. Moore) L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 104: 79. 1934.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia tenebrosa Leme	*Canistropsis* - Bromélias da Mata Atlântica. 70. 1998.		Endêmica. RJ	CSM
Neoregelia tigrina (Ruschi) Ruschi	Bol. Mus. Biol. Prof. Mello Leitao. Ser. Bot. 15: 2. 1954.		Endêmica. ES	CC
Neoregelia tristis (Beer) L.B.Sm.	Proc. Amer. Acad. 70: 153. 1935.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Neoregelia uleana L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 31. 1955.		Desconhecida	
Neoregelia wilsoniana M.B. Foster	Bull. Bromeliad Soc. 9: 84. 1959.		Endêmica. BA	CC
Neoregelia zaslawskyi E. Pereira & Leme*	Bradea 4(22): 151. 1985.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Neoregelia zonata L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2: 120. 1950.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Nidularium albiflorum (L.B.Sm.) Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 140. 2000.		Endêmica. SP, SC	CSM
Nidularium altimontanum Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 127. 2000.		Endêmica. RJ	CSM
Nidularium alvimii W. Weber*	Bradea 5(16): 167. 1989.		Endêmica. ES	CC
Nidularium amazonicum (Baker) Linden & E. Morren *ex* Lindm.	Ofvers. Forh. Kong. Sv. Vet. Akad. 47 (10): 541. 1890.	EP (RS 2002)	Endêmica. SP, PR, SC, RS	CSM
Nidularium amorimii Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 118. 2000.		Endêmica. BA	CC
Nidularium angustibracteatum Leme	Bradea 4(34): 271. 1986.		Endêmica. RJ, SP, PR, SC	CSM
Nidularium angustifolium Ule	Ber. Deutsch. Bot. Ges. 16: 351. 1898.		Endêmica. RJ	CSM
Nidularium antoineanum Wawra	Oesterr. Bot. Z. 10: 13. 1880.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ, SP	CC, CSM
Nidularium apiculatum L.B.Sm. var. *apiculatum*	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 32. 1955.		} Endêmica. RJ	CSM
Nidularium apiculatum var. *serrulatum* L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 32. 1955.			
Nidularium atalaiaense E. Pereira & Leme	Bradea 4(11): 69. 1984.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Nidularium azureum (L.B.Sm.) Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 94. 2000.	CR (Brasil 2005, MG 2006)	Endêmica. MG	CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Nidularium bicolor (E. Pereira) Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 49. 2000.		Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Nidularium bocainense Leme	Bradea 5(16): 169. 1989.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ, SP	CSM
Nidularium campo-alegrense Leme	Pabstia 5(1): 12. 1994.		Endêmica. ES, PR, SC, SP	CC, CSM
Nidularium campos-portoi (L.B.Sm.) Wand. & B.A. Moreira var. *campos-portoi*	Acta Bot. Bras. 14(1): 6. 2000.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Nidularium campos-portoi var. *robustum* (E. Pereira & I.A. Penna) Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 166. 2000.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Nidularium cariacicaense (W. Weber) Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 113. 2000.		Endêmica. ES	CC
Nidularium catarinense Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 93. 2000.		Endêmica. SC	
Nidularium corallinum (Leme) Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 121. 2000.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. SP	CSM
Nidularium espiritosantense Leme	Pabstia 6(2): 4. 1995.		Endêmica. BA, ES	CC
Nidularium ferdinando-coburgii Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 112. 1880.		Endêmica. MG, RJ	CSM
Nidularium ferrugineum Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 48. 2000.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Nidularium fradense Leme	Selbyana 16(1): 117. 1995.		Endêmica. RJ	CSM
Nidularium fulgens Lem.	Jard. Fleur. 4: 60. 1854.	PEX (SP 2004)	Endêmica. RJ	CSM
Nidularium innocentii Lem. var. *innocentii*	Ill. Hort. 2: 13. 1855.	EP (RS 2002)	Endêmica. BA, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM
Nidularium innocentii var. *lineatum* (Mez) L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 32. 1955.		Endêmica. BA, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM
Nidularium innocentii var. *striatum* (W. Bull) Wittm.	Gartenflora 37: 422. 1888.		Endêmica. BA, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM
Nidularium itatiaiae L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 32. 1955.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Nidularium jonesianum Leme	Pabstia 6(2): 1. 1995.	EP (RS 2002)	Endêmica. SP, SC, RS	
Nidularium kautskyanum Leme	Selbyana 16(1): 117. 1995.	VU (Brasil 2005, ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Nidularium krisgreeniae Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 171. 2000.		Endêmica. SP	CSM
Nidularium linehamii Leme*	J. Bromeliad Soc. 43(5): 199. 1993.		Endêmica. MG	
Nidularium longiflorum Ule	Ber. Deutsch. Bot. Ges. 14: 408. 1896.	VU (MG 2006)	Endêmica. MG, ES, RJ, SP	CC, CSM
Nidularium mangaratibense Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 73. 2000.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Nidularium marigoi Leme	J. Bromeliad Soc. 41(3): 112. 1991.	VU (MG 2006)	Endêmica. MG, ES, RJ SP	CC, CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Nidularium meeanum Leme, Wand. & Mollo	Fl. Fanerog. Ilha Cardoso 3: 108. 1992.		Endêmica. MG, RJ, SP	CSM
Nidularium minutum Mez	Repert. Spec. Nov. Regni Veg. 16: 4. 1919.		Endêmica. SP	CSM
Nidularium organense Leme*	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 142. 2000.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Nidularium picinguabense Leme	Pabstia 4(3): 3. 1993.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Nidularium procerum Lindm.	Kongl. Svenska Vetensk. Acad. Handl. 24(8): 16. 1891.		Endêmica. BA, ES, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM
Nidularium purpureum Beer	Fam. Bromel. 75. 1856.	VU (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ	CSM
Nidularium rosulatum Ule	Ber. Deutsch. Bot. Ges. 18: 320. 1900.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Nidularium rubens Mez	Fl. bras. 3(3): 219. 1894.		Endêmica. SP	CSM
Nidularium rutilans E. Morren	Belg. Hortic. 35: 81. 1885.		Endêmica. RJ, SP	CC, CSM
Nidularium scheremetiewii Regel	Ind. Sem. Hort. Petrop. 28. 1857.		Endêmica. RJ	CSM
Nidularium serratum Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 111. 2000.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Nidularium utriculosum Ule	Ber. Deutsch. Bot. Ges. 16: 347. 1898.	EXN (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Nidularium viridipetalum Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 109. 2000.		Endêmica. RJ	CSM
Orthophytum alvimii W. Weber[§] *	Feddes Repert. 97: 126. 1986.		BA	
Orthophytum atalaiense J.A. Siqueira & Leme*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 309. 2006.		Endêmica. AL	CNE
Orthophytum benzingii Leme & H. Luther*	J. Bromeliad Soc. 48(4): 150. 1998.	CR (MG 2006)	Endêmica. MG	
Orthophytum braunii Leme*	Pabstia 5(1): 14. 1994.		Endêmica. BA	
Orthophytum compactum L.B.Sm.	Phytologia 13: 462. 1966.		Endêmica. MG	CC
Orthophytum disjunctum L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 33. 1955.		Endêmica. PB, PE, AL, MG	CNE
Orthophytum duartei L.B.Sm.	Phytologia 13: 462. 1966.	CR (ES 2005), EP (Brasil 2005)	Endêmica. MG, ES	CC
Orthophytum estevesii (Rauh) Leme*	J. Bromeliad Soc. 54(1): 37. 2004.	VU (ES 2005)	Endêmica. MG, ES	CC
Orthophytum falconii Leme	J. Bromeliad Soc. 53(1): 21. 2003.		Endêmica. BA	
Orthophytum foliosum L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 58. 1941.	VU (ES 2005)	Endêmica. MG, ES	CC
Orthophytum fosterianum L.B.Sm.	Bull. Bromeliad Soc. 8: 24. 1958.	VU (Brasil 2005, ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Orthophytum glabrum (Mez) Mez	Monogr. Phan. 9: 117. 1896.		MG	
Orthophytum grossiorum Leme & Paula*	Vidalia 1(1): 2. 2003.	EP (Brasil 2005, MG 2006)	Endêmica. MG	
Orthophytum gurkenii Hutchison*	Phytologia 52(6): 373. 1983.		Endêmica. MG	
Orthophytum horridum Leme*	J. Bromeliad Soc. 54(1): 39. 2004.		Endêmica. MG	

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Orthophytum jabrense G.S. Baracho & J.A. Siqueira	Vidalia 2(1): 47. 2004.		Endêmica. PB	
Orthophytum lanuginosum Leme & Paula*	J. Bromeliad Soc. 55(4): 161. 2005.	VU (MG 2006)	Endêmica. MG	
Orthophytum leprosum (Mez) Mez	Monogr. Phan. 9: 117. 1896.		Endêmica. BA, MG	CC
Orthophytum lucidum Leme & H. Luther*	Selbyana 19(2): 189. 1998 (1999).		MG	
Orthophytum magalhaesii L.B.Sm.	Phytologia 13: 464. 1966.	EP (MG 2006)	Endêmica. BA, MG	
Orthophytum maracasense L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 33. 1955.		Endêmica. BA, MG	
Orthophytum rubrum L.B.Sm.	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 34. 1955.		Endêmica. BA	
Orthophytum sanctum L.B.Sm.*	Bull. Bromeliad Soc. 12: 32. 1962.		Endêmica. ES	CC
Orthophytum saxicola (Ule) L.B.Sm. var. *saxicola*	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 34. 1955.		BA	
Orthophytum saxicola var. *aloifolium* O. Schartz[§] *	Phytologia 15: 193. 1967.			
Orthophytum sucrei H. Luther[§] *	Selbyana 18(1): 95. 1997.		BA	
Orthophytum triunfense J.A. Siqueira & Leme*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 311. 2006.		Endêmica. PE	
Orthophytum vagans M.B. Foster	Bull. Bromeliad Soc. 10: 60. 1960.		Endêmica. ES	
Orthophytum zanonii Leme*	J. Bromeliad Soc. 54(2): 72. 2004.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Pitcairnia albiflos Herb.	Bot. Mag. 53: t. 2642. 1826.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Pitcairnia azouryi Martinelli & Forzza*	Rev. Bras. Bot. 29(4): 603. 2006.		Endêmica. ES	CC
Pitcairnia burle-marxii R. Braga & Sucre	Anais Acad. Brasil. Ci. 43: 221. 1971.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Pitcairnia carinata Mez	Fl. bras. 3(3): 448. 1894.		Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Pitcairnia corcovadensis Wawra	Oesterr. Bot. Z. 12: 384. 1862.		Endêmica. RJ	CSM
Pitcairnia curvidens L.B.Sm. & R.W. Read	Phytologia 41(5): 331. 1979.		MG	CSM
Pitcairnia decidua L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 110. 1943.	VU (ES 2005)	Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Pitcairnia encholirioides L.B.Sm.	Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 10: 146. 1951.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Pitcairnia flammea Lindl. var. *flammea*	Bot. Reg. 13: t. 1092. 1827.			
Pitcairnia flammea var. *floccosa* L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(1): 112. 1943.			
Pitcairnia flammea var. *glabrior* L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(1): 111. 1943.			
Pitcairnia flammea var. *macropoda* L.B.Sm. & Reitz	Phytologia 15(3): 194. 1967.		BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Pitcairnia flammea var. *pallida* L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(1): 112. 1943.			
Pitcairnia flammea var. *roezlii* (E. Morren) L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(1): 112. 1943.			
Pitcairnia glaziovii Baker	Handb. Bromel. 92. 1889.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Pitcairnia insularis Tatagiba & R.J.V. Alves *	Selbyana 25(1): 27. 2004.		Endêmica. RJ	CSM
Pitcairnia lanuginosa Ruiz & Pav.[§]	Fl. Per. 3: 35. t. 258.		AM, PA, MG, GO, MT, DF, Extra-Brasil	

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Pitcairnia limae L.B.Sm.	Phytologia 7: 254. 1960.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. CE	
Pitcairnia nortefluminensis Leme*	J. Bromeliad Soc. 54(4): 182. 2004.		Endêmica. RJ	CSM
Pitcairnia staminea Lodd.	Bot. Cab. 8: t. 722. 1823.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Pitcairnia wendtiae Tatagiba & B.R. Silva	Selbyana 25(1): 30. 2004.		Endêmica. RJ	CSM
Portea alatisepala Philcox	Kew Bull. 47(2): 274. 1992.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Portea filifera L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 58. 1941.		Endêmica. BA	CC
Portea fosteriana L.B.Sm.	Bull. Bromeliad Soc. 9: 24. 1959.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Portea grandiflora Philcox	Kew Bull. 47(2): 276. 1992.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Portea kermesina K. Koch	Index Sem. [Berlin] 1856: 7. 1857.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Portea nana Leme & H. Luther	J. Bromeliad Soc. 53(3): 115. 2003.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Portea petropolitana (Wawra) Mez var. *petropolitana*	Fl. bras. 3(3): 297. 1894.			
Portea petropolitana var. *extensa* L.B.Sm.	Arch. Bot. de São Paulo 2(1): 113. 1943.		Endêmica. BA, ES, MG, RJ	CC, CSM
Portea petropolitana var. *noettigii* (Wawra) L.B.Sm.	Arch. Bot. de São Paulo 2(1): 113. 1943.			
Portea silveirae Mez	Bot. Jahrb. Syst. 67: 4. 1901.		Endêmica. BA, MG, ES	CC, CSM
Pseudananas sagenarius (Arruda da Camara) Camargo	Revista Agric. Piracicaba 14 (7-8): 4. 1939.		CE, PE, AL, BA, MT, MS, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Quesnelia arvensis (Vell.) Mez	Fl. bras. 3(3): 381. 1894.		Endêmica. RJ, SP, PR	CSM
Quesnelia augusto-coburgii Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 150. 1880.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ	CSM
Quesnelia dubia Leme*	J. Bromeliad Soc. 55(1): 15. 2005.		Endêmica. BA	CC
Quesnelia edmundoi L.B.Sm. var. *edmundoi*	Smithsonian Misc. Collect. 126(1): 34. 1955.			
Quesnelia edmundoi var. *intermedia* E. Pereira & Leme	Brasil Florestal 59: 41. 1984.		Endêmica. RJ	CSM
Quesnelia edmundoi var. *rubrobracteata* E. Pereira	Bradea 3(27): 214. 1981.			
Quesnelia humilis Mez	Fl. bras. 3(3): 386. 1894.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. SP, PR	CSM
Quesnelia imbricata L.B.Sm.	Arch. Bot. de São Paulo 2: 195. 1952.	R (SC 1990)	Endêmica. PR, SC	CSM
Quesnelia indecora Mez	Fl. bras. 3(3): 384. 1894.		Endêmica. MG, ES	CSM
Quesnelia kautskyi C. Vieira	Bradea 8(23): 131. 1999.	VU (ES 2005, MG 2006)	Endêmica. MG, ES	CC
Quesnelia lateralis Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 149. 1880.		Endêmica. RJ	CSM
Quesnelia liboniana (De Jonghe) Mez	Bot. Arch. 1: 66. 1922.		Endêmica. MG, RJ, SP	CSM
Quesnelia marmorata (Lem.) R.W. Read	Bull. Bromeliad Soc. 15: 25. 1965.		Endêmica. ES, RJ, SP	CC, CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Quesnelia quesneliana (Brongn.) L.B.Sm.	Arch. Bot. de São Paulo 2: 196. 1952.		Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Quesnelia seideliana L.B.Sm. & Reitz	Phytologia 8: 506. 1963.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Quesnelia strobilispica Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 149. 1880.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Quesnelia testudo Lindm.	Kongl. Svenska Vetensk. Acad. Handl. 24(8): 24. 1891.		Endêmica. SP, PR	CSM
Quesnelia violacea Wand. & S.L. Proença*	Hoehnea 33(1): 111. 2006.		Endêmica. SP	CSM
Racinaea aerisincola (Mez) M.A. Spencer & L.B.Sm.	Phytologia 74(2): 153. 1993.	PEX (SP 2004), EP (PR 1995)	Endêmica. MG, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Racinaea domingos-martinsis (Rauh) J.R. Grant	Phytologia 74(2): 429. 1993	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Racinaea spiculosa (Griseb.) M.A. Spencer & L.B. Sm. var. *spiculosa*	Phytologia 74(2): 157. 1993.	VU (PR 1995)	} CE, PE, AL, SE, BA, ES, RJ, SP, PR, SC, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Racinaea spiculosa var. *ustulata* (Reitz) M.A. Spencer & L.B.Sm.	Phytologia 74(2): 157. 1993.			
Ronnbergia brasiliensis E. Pereira & I.A. Penna	Bol. Mus. Bot. Mun. Curitiba 62: 1. 1985.		Endêmica. BA	CC
Ronnbergia carvalhoi Martinelli & Leme*	J. Bromeliad Soc. 37(2): 79. 1987.		Endêmica. BA	CC
Ronnbergia neoregelioides Leme*	J. Bromeliad Soc. 49(3): 102. 1999.		Endêmica. BA	CC
Ronnbergia silvana Leme*	J. Bromeliad Soc. 53(2): 62. 2003.		Endêmica. BA	
Tillandsia aeranthos (Loiseleur) L.B.Sm. var. *aeranthos*	Lilloa 9: 200. 1943.		} SC, RS, Extra-Brasil	
Tillandsia aeranthos var. *alba* T. Strehl & G. Rohde*	Bromélia 5(1-4): 77. 1999.	EP (RS 2002)		
Tillandsia aeranthos var. *albobracteata* T. Strehl*	Divul. Mus. Cienc. Tecnol. 9: 28. 2004.	EP (RS 2002)		
Tillandsia aeranthos var. *flava* T. Strehl*	Divul. Mus. Cienc. Tecnol. 9: 28. 2004	EP (RS 2002)		
Tillandsia aeranthos var. *rosea* T. Strehl*	Iheringia, Bot. 54: 22. 2000.	EP (RS 2002)		
Tillandsia afonsoana T. Strehl*	Iheringia, Bot. 54: 23. 2000.	EP (RS 2002) VU (Brasil 2005)	RS	
Tillandsia araujei Mez var. *araujei*	Fl. bras. 3(3): 600. 1894.		} Endêmica. RJ, SP	CSM
Tillandsia araujei var. *minima* E. Pereira & I.A. Penna	Bradea 3(12): 90. 1980.			
Tillandsia arequitae (André) André *ex* Mez	Monogr. Phan. 9: 814. 1896.		RS, Extra-Brasil	
Tillandsia bergeri Mez	Feddes Repert. 14: 254. 1916.		RS, Extra-Brasil	
Tillandsia brachyphylla Baker	J. Bot. 26: 16. 1888.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Tillandsia bulbosa Hook. f. *bulbosa*	Exot. Fl. 3: pl. 173. 1826.		Amazônia, PB, PE, AL, SE, BA, ES, Extra-Brasil	CC, CNE

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Tillandsia carminea W.Till	Pl. Syst. Evol. 138: 293. 1981.		Endêmica. RJ	CSM
Tillandsia catimbauensis Leme, W. Till & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 335. 2006.		Endêmica. PE	
Tillandsia chapeuensis Rauh	Trop. Subtrop. Pflanz. 58: 24. 1986.		PE, AL, BA	CNE
Tillandsia crocata (E. Morren) Baker	J. Bot. 25: 214. 1887.		RJ, PR, RS, Extra-Brasil	CSM
Tillandsia didisticha (E. Morren) Baker	J. Bot. 26: 16. 1888.		MS, PR, Extra-Brasil	
Tillandsia dura Baker	Handb. Bromel. 168. 1889.		Endêmica. ES, RJ, SP, SC	CSM
Tillandsia eltoniana E. Pereira*	Bradea 4(22): 155. 1985.		Endêmica. ES	CC
Tillandsia gardneri Lindl. var. *gardneri*	Bot. Reg. 28: t. 63. 1842.	VU (RS 2002)	PI, CE, PB, PE, AL, SE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Tillandsia gardneri var. *rupicola* E. Pereira	Bradea 3(27): 214. 1981.			
Tillandsia geminiflora Brongn. var. *geminiflora*	Voy. Monde. 186. 1829.	VU (RS 2002)	PB, PE, BA, DF, GO, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Tillandsia geminiflora var. *incana* (Wawra) Mez	Fl. bras. 3(3): 595.1894.			
Tillandsia globosa Wawra var. *globosa*	Oesterr. Bot. Z. 30: 222. 1880.		PB, BA, MG, ES, RJ, SP, Extra-Brasil	CC, CSM
Tillandsia globosa var. *alba* E. Pereira*	Bradea 3(7): 47. 1980.			
Tillandsia globosa var. *major* L.B.Sm.	Arch. Bot. de São Paulo 2(1): 114. 1943.			
Tillandsia grazielae Sucre & Braga	Bol. Mus. Bot. Mun. Curitiba 22: 1. 1975.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Tillandsia heubergeri Ehlers	Bromelie 3: 35. 1996.		Endêmica. BA, RJ	CC, CSM
Tillandsia itaubensis T. Strehl*	Iheringia, Bot. 54: 25. 2000.	CR (RS 2002), VU (Brasil 2005)	RS	
Tillandsia jonesii T. Strehl	Iheringia, Bot. 54: 27. 2000.	VU (RS 2002)	RS	
Tillandsia juncea (Ruiz & Pav.) Poiret	Encycl. Suppl. 5: 309. 1817.		PB, PE, AL, SE, MG, Extra-Brasil	CNE
Tillandsia kautskyi E. Pereira	Bradea 1(43): 438. 1974.	VU (Brasil 2005), EP (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Tillandsia kegeliana Mez	Monogr. Phan. 9: 725. 1896.		PB, PE, Extra-Brasil	CNE
Tillandsia leonamiana E. Pereira[§]	Bradea 1(43): 437. 1974.		MG	
Tillandsia linearis Vell.	Fl. Flumin. 133. 1825.	VU (SP 2004)	Endêmica. RJ, SP, PR, SC	CSM
Tillandsia loliacea Mart. *ex* Schult. & Schult. f.	Syst. veg. 7(2): 1204. 1830.		PI, CE, PB, PE, BA, MG, DF, MT, MS, ES, SP, PR, Extra-Brasil	CC, CNE

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Tillandsia lorentziana Griseb.	Abh. Konigl. Ges. Wiss. Gottingen 19: 271. 1874.	VU (PR 1995, RS 2002)	PR, RS, Extra-Brasil	
Tillandsia mallemontii Glaziou *ex* Mez	Fl. bras. 3(3): 608. 1894.	EP (RS 2002)	RN, BA, RJ, SP, PR, SC, RS	CSM
Tillandsia montana Reitz	Sellowia 14: 106. 1962.	R (SC 1990)	Endêmica. SC	
Tillandsia neglecta E. Pereira	Bradea 1(11): 78. 1971.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Tillandsia nuptialis R. Braga & D. Sucre	Loefgrenia 35: 1. 1969.		Endêmica. RJ	CSM
Tillandsia organensis Ehlers	Bromelie 3: 48. 1996.		Endêmica. RJ	CSM
Tillandsia paraensis Mez	Fl. bras. 3(3): 586. 1894.		AM, RO, AC, PA, MT, PB, PE, AL, Extra-Brasil	CNE
Tillandsia politiana Mez	Fl. Bras. 3(3): 597. 1894.		PE, MG, SP, PR e estados do Centro-Oeste, Extra-Brasil	CSM
Tillandsia polystachia (L.) L.	Sp. Pl. (ed. 2) 1: 410. 1762.		PB, PE, AL, BA, MG, ES, RJ, PR, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Tillandsia pruinosa Swartz	Fl. Ind. Occid. 1: 594. 1797.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Tillandsia reclinata E. Pereira & Martinelli	Bradea 3(32): 253. 1982.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Tillandsia recurvata (L.) L.	Sp. Pl. (ed. 2) 1: 410. 1762.		CE, RN, PB, PE, AL, SE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Tillandsia recurvifolia Hook.	Bot. Mag. 87: t. 5246. 1861.	EP (RS 2002)	Endêmica. SP, PR	
Tillandsia rohdenardini T. Strehl*	Vidalia 2(2): 34. 2004.		RS, Extra-Brasil	
Tillandsia roseiflora Ehlers & W. Weber	Bromelie 3: 52. 1996.		Endêmica. RJ	CSM
Tillandsia segregata E. Pereira*	Rodriguésia 26(38): 113. 1971.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES, RJ	CSM
Tillandsia seideliana E. Pereira*	Bradea 2(47): 310. 1979.		Endêmica. SC	
Tillandsia sprengeliana Klotzsch *ex* Mez	Fl. bras. 3(3): 596. 1894.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Tillandsia streptocarpa Baker var. *streptocarpa*	J. Bot. 25: 241. 1887.	EP (RS 2002)	RN, PB, PE, BA, MG, SP, PR, RS, Extra-Brasil	CSM, CNE
Tillandsia stricta Sol. var. *stricta*	Bot. Mag. 37: pl. 1529. 1813		CE, PB, PE, AL, SE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC e RS, Região Centro-Oeste, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Tillandsia stricta var. *disticha* L.B.Sm.	Arch. Bot. de São Paulo 2(1): 115. 1943.			
Tillandsia stricta var. *stricta* f. *nivea* Leme*	Pabstia 4(3): 6. 1993.			
Tillandsia sucrei E. Pereira	Rodriguésia 26(38): 115. 1971.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Tillandsia tenuifolia L. var. *tenuifolia*	Sp. Pl. (ed. 2) 1: 286. 1753.	VU (RS 2002)	CE, PB, PE, AL, SE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Região Centro-Oeste, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Tillandsia tenuifolia var. *disticha* (L.B.Sm.) L.B.Sm.	Phytologia 8: 220. 1962.			
Tillandsia tenuifolia var. *dungsiana* E. Pereira*	Bradea 2(25): 174. 1977.			
Tillandsia tenuifolia var. *saxicola* (L.B.Sm.) L.B.Sm.	Phytologia 8: 220. 1962.			
Tillandsia tenuifolia var. *strobiliformis* Ehlers*	Bromelie 1996(2): 41. 1996.			
Tillandsia tenuifolia var. *vaginata* (Wawra) L.B.Sm.	Phytologia 8: 220. 1962.			
Tillandsia toropiensis Rauh§ *	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 50: 10. 1984.	VU (RS 2002)	RS	
Tillandsia tricholepis Baker	J. Bot. 16: 237. 1878.	EP (RS 2002)	CE, PE, MG, RJ, PR, RS, Extra-Brasil	CSM
Tillandsia usneoides (L.) L.	Sp. Pl. (ed. 2) 1: 411. 1762.	VU (RS 2002)	CE, PB, PE, AL, SE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Tillandsia xiphioides Ker-Gawler ssp. *xiphioides* var. *xiphioides*	Bot. Reg. 2: pl. 105. 1816.		RS, SC, Extra-Brasil	
Vriesea agostiniana E. Pereira	Bradea 1(5): 33. 1971.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea altimontana E. Pereira & Martinelli	Bradea 3(43): 380. 1983.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea altodaserrae L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 98: 16. 1932.		Endêmica. RJ, SP, PR, SC	CSM
Vriesea altomacaensis A. Costa	J. Bromeliad Soc. 44(4): 159. 1994.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea amadoi Leme*	Selbyana 16(1): 111. 1995.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea amethystina E. Morren	Belg. Hortic. 34: 330. 1884.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Vriesea appariciana E. Pereira & Reitz	Bradea 1(43): 441. 1974.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea arachnoidea A. Costa	J. Bromeliad Soc. 44(4): 162. 1994.	VU (Brasil 2005, MG 2006)	Endêmica. MG, RJ	CSM
Vriesea atra Mez var. *atra*	Fl. bras. 3(3): 543. 1894.		Endêmica. BA, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Vriesea atra var. *variegata* Martinelli & Leme*	Rodriguésia 35(57): 29. 1984.			
Vriesea atrococcinea Rauh	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 33: 14. 1981.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea atropurpurea A. Silveira§	Floral. Mont. 2(add.): 3. 1931.	VU (Brasil 2005, MG 2006)	MG	
Vriesea barbosae J.A. Siqueira & Leme*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 362. 2006.		Endêmica. PE	CNE
Vriesea barilletii E. Morren	Belg. Hortic. 33: 33. 1883.		Desconhecida	
Vriesea belloi Leme	Bradea 5(16): 172. 1989.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea biguassuensis Reitz*	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 8. 1952.	R (SC 1990, Brasil 1992)	Endêmica. SC	

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Vriesea billbergioides E. Morren *ex* Mez var. *billbergioides*	Fl. bras. 3(3): 534. 1894.			
Vriesea billbergioides var. *ampla* L.B.Sm.	Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 15: 330. 1958.		Endêmica. MG, RJ, SP	CC, CSM
Vriesea billbergioides var. *subnuda* L.B.Sm.*	Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 10: 147. 1950.			
Vriesea bituminosa Wawra	Oesterr. Bot. Z. 12: 347. 1862.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. CE, BA, MG, ES, RJ, SP	CC, CSM
Vriesea blackburniana Leme*	J. Bromeliad Soc. 55(1): 20. 2005.		Endêmica. BA	
Vriesea bleherae Röth & W. Weber f. *bleherae**	Bradea 2(38): 262. 1978.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea bleherae f. *atroviolaceifolia* Roeth & W.Weber*	Bradea 2(38): 262. 1978.			
Vriesea botafogensis Mez	Fl. bras. 3(3): 536. 1894.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea brassicoides (Baker) Mez	Monogr. Phan. 9: 598. 1896.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea breviscapa (E. Pereira & I.A. Penna) Leme	J. Bromeliad Soc. 52(5): 216. 2002.	VU (ES 2005)	Endêmica. BA, ES	CC
Vriesea brusquensis Reitz	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4(4): 10. 1952.	R (SC 1990, Brasil 1992), EP (RS 2002)	Endêmica. PR, SC	CSM
Vriesea cacuminis L.B.Sm.	Phytologia 16: 79. 1968.	VU (Brasil 2005, MG 2006)	Endêmica. MG	CSM
Vriesea calimaniana Leme & W. Hill*	Bromélia 4(2): 9. 1997.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea capixabae Leme	Harvard Pap. Bot. 4(1): 150. 1999.		Endêmica. ES	CC
Vriesea carinata Wawra var. *carinata*	Oesterr. Bot. Z. 12: 349. 1862.	VU (RS 2002)	Endêmica. BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM
Vriesea carinata var. *flavominiata* Leme	J. Bromeliad Soc. 34: 121. 1984.			
Vriesea carinata var. *mangaratibensis* Leme & A. Costa	Bromélia 1(4): 23. 1994.			
Vriesea cearensis L.B.Sm.	Phytologia 7: 255. 1960.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. CE	
Vriesea clausseniana (Baker) Mez	Fl. bras. 3(3): 545. 1894.	EP (MG 2006)	Endêmica. MG	
Vriesea colnagoi E. Pereira & I.A. Penna*	Bradea 3: 379. 1983	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea corcovadensis (Britten) Mez	Fl. bras. 3(3): 532. 1894.	EP (RS 2002)	Endêmica. BA, ES, RJ, PR, SC	CC, CSM
Vriesea correia-araujoi E. Pereira & I.A. Penna	Bradea 3(7): 45. 1980.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Vriesea costae B.R. Silva & Leme*	J. Bromeliad Soc. 51(4): 151. 2001.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CC
Vriesea crassa Mez	Fl. bras. 3(3): 566. 1894.		MG, RJ	CSM
Vriesea croceana Leme & G.K. Brown*	Vidalia 2(1): 8. 2004.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea debilis Leme*	Bradea 5(16): 173. 1989.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Vriesea declinata Leme	Bradea 5(16): 174. 1989.		Endêmica. SC	
Vriesea delicatula L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 58. 1941.	EP (Brasil 2005) VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea dictyographa Leme*	Bromélia 6(1-4): 4. 2001.		Endêmica. BA	CC
Vriesea drepanocarpa (Baker) Mez	Monogr. Phan. 9: 581. 1896.	VU (ES 2005)	Endêmica. BA, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Vriesea duvaliana E. Morren	Belg. Hortic. 34: 105. 1884.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Vriesea eltoniana E.Pereira	Bradea 3(27): 213. 1981.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea ensiformis (Vell.) Beer var. *ensiformis*	Fam. Bromel. 92. 1856.		Endêmica. PE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM, CNE
Vriesea ensiformis var. *bicolor* L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(1): 116. 1943.			
Vriesea ensiformis var. *striata* Seidel*	Bull. Bromeliad Soc. 13: 89. 1963.			
Vriesea erythrodactylon E. Morren var. *erythrodactylon*	Monogr. Phan. 9: 569. 1896.	VU (RS 2002)	Endêmica. ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Vriesea erythrodactylon var. *rubropunctata* E. Pereira & Moutinho*	Bradea 3(27): 214. 1981.			
Vriesea fenestralis Linden & André	Ill. Hort. 22: 124. 1875.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Vriesea fidelensis Leme*	Bradea 8(21): 118. 1999.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea flammea L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 59. 1941.	EP (RS 2002)	Endêmica. PE, BA, ES, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM, CNE
Vriesea flava A. Costa, H. Luther & Wand.	Novon 14(1): 36. 2004.		Endêmica. SP, PR, SC	CSM
Vriesea fluminensis E. Pereira	Bradea 1(25): 273. 1972.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea fontellana Leme & G.K. Brown*	Vidalia 2(1): 6. 2004.		Endêmica. ES	CC
Vriesea fontourae B.R. Silva*	J. Bromeliad Soc. 55(2): 77. 2005.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea fosteriana L.B.Sm. var. *fosteriana*	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 116. 1943.	CR (Brasil 2005), EP (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea fosteriana var. *seideliana* Reitz*	Sellowia 17: 41. 1965.			
Vriesea fradensis A. Costa	Bromélia 2(4): 7. 1995.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea freicanecana J.A. Siqueira & Leme	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 377. 2006.		Endêmica. PE	CNE
Vriesea friburgensis Mez var. *friburgensis*	Fl. bras. 3(3): 537. 1894.		PE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM
Vriesea friburgensis var. *paludosa* (L.B.Sm.) L.B.Sm.	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 68. 1952.			
Vriesea friburgensis var. *tucumanensis* (Mez) L.B.Sm.	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 68. 1952.	VU (RS 2002)		
Vriesea funebris L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 117. 1943.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Vriesea garlippiana Leme*	J. Bromeliad Soc. 47: 99. 1997.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea gastiniana Leme & G.K. Brown*	Vidalia 2(1): 9. 2004.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea gigantea Gaudich. var. *gigantea*	Atl. Voy. Bonite, Bot. t. 70: 1846.	VU (RS 2002)	Endêmica. PE, AL, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM, CNE
Vriesea gigantea var. *seideliana* Röth*	Bromelie 1992(1): 6. 1992.			
Vriesea goniorachis (Baker) Mez	Fl. bras. 3(3): 345. 1894.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea gracilior (L.B.Sm.) Leme	J. Bromeliad Soc. 41(6): 265. 1991.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea gradata (Baker) Mez var. *gradata*	Fl. bras. 3(3): 523. 1894.		Endêmica. MG, ES, RJ, SP	CSM
Vriesea gradata var. *bicolor* E. Pereira & I.A. Penna	Bradea 4(19): 137. 1985.			
Vriesea grandiflora Leme*	J. Bromeliad Soc. 50(2): 52. 2000.	VU (MG 2006)	Endêmica. RJ, MG	CSM
Vriesea guttata Linden & André var. *guttata*	Ill. Hort. 22: 43. 1875.	EP (SP 2004)	Endêmica. MG, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Vriesea guttata var. *eguttata* Reitz	Sellowia 14: 108. 1962.			
Vriesea guttata var. *striata* Reitz	Sellowia 14: 108. 1962.			
Vriesea harrylutheri Leme & G.K. Brown*	Vidalia 2(1): 4. 2004.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea heterostachys (Baker) L.B.Sm.	Phytologia 19: 289. 1970		Endêmica. MG, ES, RJ, SP, PR	CC, CSM
Vriesea hieroglyphica (Carrière) E. Morren var. *hieroglyphica*	Ill. Hort. 31: 41. 1884.	CR (Brasil 2005, ES 2005)	Endêmica. ES, RJ, SP, PR	CC, CSM
Vriesea hieroglyphica var. *zebrina* Ruschi*	Bull. Mus. Natl. Hist. Nat. 2(26): 547. 1954.	VU (SP 2004)		
Vriesea hoehneana L.B.Sm.	Proc. Amer. Acad. Arts 68: 150. 1933.	VU (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ, SP, PR, SC	CSM
Vriesea hydrophora Ule	Arch. Mus. Nac. Rio de Janeiro 10: 189. 1899.		Endêmica. ES, RJ, SP	CC, CSM
Vriesea incurvata Gaudichaud	Atl. Voy. Bonite, Bot. t. 68. 1843.	VU (RS 2002)	Endêmica. RJ, SP, PR, SC, RS	CSM
Vriesea inflata (Wawra) Wawra	Itin. Prin. S. Coburgi 1: 161. 1883.		Endêmica. MG, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Vriesea interrogatoria L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 117. 1943.		Endêmica. MG, RJ, SP	CSM
Vriesea itatiaiae Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 221. 1880.	VU (MG 2006)	Endêmica. MG, ES, RJ, SP	CC, CSM
Vriesea jonesiana Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 154. 1999.		Endêmica. SP	CSM
Vriesea jonghei (K. Koch) E. Morren	Belg. Hortic. 28: 257. 1878.		BA, MG, RJ, SP, PR, SC, Extra-Brasil	CC, CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Vriesea joyae E. Pereira & I.A. Penna var. *joyae**	Bradea 4(19): 135. 1985.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea joyae var. *parvula* E. Pereira & I.A. Penna*	Bradea 4(19): 135. 1985.			
Vriesea kautskyana E. Pereira & I.A. Penna	Bradea 3(43): 380. 1983.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Vriesea lancifolia (Baker) L.B.Sm.	Lilloa 6: 386. 1941.		Endêmica. BA	
Vriesea languida L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 118. 1943.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea leptantha Harms	Notizbl. Bot. Gart. Berlin-Dahlem 12: 532. 1935.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea lidicensis Reitz*	Sellowia 26: 55. 1975.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea limae L.B.Sm.	Phytologia 20(3): 181. 1970.		Endêmica. PE	
Vriesea linharesiae Leme & J.A. Siqueira*	Selbyana 22(2): 152. 2001.		Endêmica. BA	CC
Vriesea longicaulis (Baker) Mez	Fl. bras. 3(3): 542. 1894.		Endêmica. MG, ES, RJ, SP, SC	CC, CSM
Vriesea longiscapa Ule	Ber. Deutsch. Bot. Ges. 18: 323. 1900.		Endêmica. ES, RJ, SP	CC, CSM
Vriesea longistaminea Paula & Leme*	Vidália 2(1): 25. 2004.	CR (Brasil 2005, MG 2006)	Endêmica. MG	
Vriesea lubbersii (Baker) E. Morren	Fl. bras. 3(3): 533. 1894.		Endêmica. MG, ES, RJ, SP, SC	CC, CSM
Vriesea menescalii E. Pereira & Leme	Bradea 4(25): 166. 1985.	EP (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea michaelii W. Weber§ *	Feddes Repert. 93(5): 349. 1982.		Desconhecida	
Vriesea minarum L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 118. 1943.	VU (Brasil 2005, MG 2006)	MG	
Vriesea minor (L.B.Sm.) Leme	J. Bromeliad Soc. 46(6): 245. 1996.		MG	
Vriesea minuta Leme*	Bromélia 2(4): 24. 1995.		Endêmica. BA	CC
Vriesea modesta Mez	Bot. Jahrb. Syst. 30(67): 7. 1901.		Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Vriesea mollis Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 156. 1999.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea monacorum L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 119. 1943.		MG	
Vriesea morrenii Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 219. 1880.	VU (ES 2005)	Endêmica. MG, ES, RJ	CC, CSM
Vriesea muelleri Mez	Bot. Jahrb. Syst. 30(67): 7. 1901.	R (SC 1990, Brasil 1992)	Endêmica. SP, PR, SC	CSM
Vriesea neoglutinosa Mez	Pflanzenr. 32: 636. 1935.	VU (ES 2005)	Endêmica. BA, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Vriesea noblickii Martinelli & Leme	Bradea 4(43): 346. 1987.		Endêmica. BA	CC
Vriesea oleosa Leme	Harvard Pap. Bot. 4(1): 160. 1999.		CE, PE, AL, BA, Extra-Brasil	CNE, CC
Vriesea pabstii McWilliams & L.B.Sm.	Bull. Bromeliad Soc. 20: 54. 1970.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES, SP	CC, CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Vriesea pallidiflora E. Pereira*	Rodriguésia 26(38): 117. 1971.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea paradoxa Mez[§] *	Monogr. Phan. 9: 604. 1896.		BA	
Vriesea paraibica Wawra	Itin. Prin. S. Coburgi 1: 160. 1883.		Endêmica. RJ, MG	CSM
Vriesea paratiensis E. Pereira	Bradea 1(25): 275. 1972.		Endêmica. RJ, PR, SP	CSM
Vriesea pardalina Mez	Fl. bras. 3(3): 523. 1894.		MG, RJ, SP	CSM
Vriesea parviflora L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 119. 1943.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea parvula Rauh[§] *	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 58: 44. 1986.		SP	
Vriesea pastuchoffiana Glaziou *ex* Mez	Fl. bras. 3(3): 524. 1894.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea pauciflora Mez*	Repert. Spec. Nov. Regni Veg.16: 72. 1919.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea pauperrima E. Pereira	Bradea 1(25): 274. 1972.		Endêmica. BA, MG, ES, RJ, SP, PR, RS	CC, CSM
Vriesea penduliflora L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 120. 1943.	EP (Brasil 2005) VU (MG 2006)	Endêmica. MG, RJ	CSM
Vriesea pereirae L.B.Sm.	Phytologia 16: 82. 1968.	EP (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea philippocoburgii Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 219. 1880.	VU (RS 2002)	Endêmica. RJ, SP, PR, SC, RS	CSM
Vriesea pinottii Reitz	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 12. 1952.	EP (SC 1990, Brasil 1992, PR 1995)	Endêmica. PR, SC	CSM
Vriesea platynema Gaudich. var. *platynema*	Voy. Bonite, Bot.pl. 66. 1843.	VU (RS 2002)	CE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM
Vriesea platynema var. *flava* Reitz*	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 15. 1952.			
Vriesea platynema var. *rosea* (Antoine) Mez*	Fl. bras. 3(3): 552. 1894.			
Vriesea platynema var. *striata* (Wittm.) Wittm.	Fl. bras. 3(3): 553. 1894.			
Vriesea platynema var. *variegata* (Guillon) Reitz	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 15. 1952.	EP (RS 2002)		
Vriesea platzmannii E. Morren	Belg. Hortic. 25: 349. 1875.	EP (RS 2002)	Endêmica. SP, PR, SC, RS	CSM
Vriesea plurifolia Leme	Bradea 4(39): 314. 1987.	EP (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea poenulata (Baker) E. Morren *ex* Mez	Fl. bras. 3(3): 573. 1894.		Endêmica. ES, RJ	CC, CSM
Vriesea procera (Mart. *ex* Schult. & Schult. f.) Wittm. var. *procera*	Bot. Jahrb. Syst. 13(29): 21. 1891.	VU (RS 2002)	PI, CE, RN, PB, PE, AL, SE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS, Extra-Brasil	CC, CSM , CNE
Vriesea procera var. *debilis* Mez	Fl. bras. 3(3): 540. 1894.	VU (RS 2002)		
Vriesea procera var. *rubra* L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(2): 197. 1952.			
Vriesea procera var. *tenuis* L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 2(1): 121. 1943.			
Vriesea pseudoatra Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 162. 1999.		Endêmica. RJ	CSM

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Vriesea psittacina (Hook.) Lindl. var. *psittacina*	Bot. Reg. 29: t. 10. 1843.	VU (Brasil, 2005)	BA, MG, ES, RJ, SP, SC, PR, RS	CC, CSM
Vriesea psittacina var. *decolor* Wawra	Oesterr. Bot. Z. 30: 183. 1880.	EP (RS 2002)		
Vriesea psittacina var. *rubrobracteata* Hook.[§] *	Bot. Mag. 85: t. 5108. 1859.			
Vriesea punctulata E. Pereira & I.A. Penna*	Bradea 4(34): 272. 1986.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea racinae L.B.Sm.	Lilloa 6: 387. 1941.	EP (Brasil 2005) VU (ES 2005, MG 2006)	Endêmica. MG, ES	CC
Vriesea rafaelii Leme*	Harvard Pap. Bot. 4(1): 163. 1999.	CR (MG 2006)	Endêmica. MG	CSM
Vriesea rastrensis Leme*	Bradea 5(16): 176. 1989.		Endêmica. SC	
Vriesea rectifolia Rauh*	Trop. Subtrop. Pflanzenwelt 50: 16. 1984.		Endêmica. PE	CNE
Vriesea recurvata Gaudich.	Voy. Bonite, Bot. pl. 69. 1843.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. BA	CC
Vriesea regnellii Mez	Fl. bras. 3(3): 547. 1894.		Endêmica. MG, RJ	CSM
Vriesea reitzii Leme & A. Costa	J. Bromeliad Soc. 41(5): 196. 1991.	VU (RS 2002)	Endêmica. PR, SC, RS	
Vriesea repandostachys Leme	Harvard Pap. Bot. 4(1): 151. 1999.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea revoluta B.R. Silva*	J. Bromeliad Soc. 55(2): 80. 2005.		Endêmica. ES	CC
Vriesea rhodostachys L.B.Sm.	Arq. Bot. Estado São Paulo 1: 121. 1943.	VU (ES 2005)	Endêmica. BA, ES	CC
Vriesea roberto-seidelii W. Weber	J. Bromeliad Soc. 36(1): 12. 1986.		Endêmica. BA	CC
Vriesea rodigasiana E. Morren	Ill. Hort. 29: 171. 1882.	VU (RS 2002)	Endêmica. CE, PE, BA, ES, RJ, SP, SC, PR, RS	CC, CSM
Vriesea roethii W.Weber	Bradea 3(4): 23. 1979.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea rubyae E. Pereira	Rodriguésia 26(38): 115. 1971.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea ruschii L.B.Sm. ssp. *ruschii*	Arq. Bot. Estado São Paulo 1(3): 59. 1941.		Endêmica. BA, MG, ES	CC
Vriesea ruschii ssp. *leonii* Leme	Pabstia 4(1): 2. 1993.			
Vriesea saundersii (Carrière) E. Morren *ex* Mez	Fl. bras. 3(3): 540. 1894.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea saxicola L.B.Sm.	Phytologia 16: 83. 1968.		MG	
Vriesea sazimae Leme	Bromélia 2(4): 26. 1995.		Endêmica. MG, SP	CSM
Vriesea scalaris E. Morren var. *scalaris*	Belg. Hortic. 29: 301. 1879.	VU (RS 2002)	PE, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC, Extra-Brasil	CC, CSM, CNE
Vriesea scalaris var. *viridis* Mez	Monogr. Phan. 9: 578. 1896.			
Vriesea sceptrum Mez f. *sceptrum*	Monogr. Phan. 9: 606. 1896.		BA, MG, RJ, SP	CSM
Vriesea sceptrum f. *flavobracteata* Leme[§] *	Bradea 4(39): 317. 1987.			
Vriesea schunkii Leme*	Bradea 4(50): 398. 1987.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea schwackeana Mez	Monogr. Phan. 9: 590. 1896.		Endêmica. MG, ES, SP	CSM, CC
Vriesea secundiflora Leme	Bradea 5(29): 320. 1990.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Vriesea seideliana W. Weber	Feddes Repert. 97(3–4): 108. 1986.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC

Táxon	Obra princeps	Categoria de ameaça	Distribuição geográfica	Corredores de Biodiversidade
Vriesea serrana E. Pereira & I.A. Penna*	Bradea 4(19): 137. 1985.		Endêmica. RJ	CSM
Vriesea silvana Leme*	J. Bromeliad Soc. 52(5): 220. 2002.		Endêmica. BA	
Vriesea simplex (Vell.) Beer	Fam. Bromel. 97. 1856.		BA, ES, RJ, SP, Extra-Brasil	CC, CSM
Vriesea sparsiflora L.B.Sm.	Contr. Gray Herb. 95: 48. 1931.	EP (Brasil 2005)	Endêmica. ES, RJ, SP	CC, CSM
Vriesea sucrei L.B.Sm. & R.W. Read	Phytologia 30(5): 292. 1975.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea taritubensis E. Pereira & I.A. Penna var. *taritubensis*	Bradea 4(1): 4. 1984.		Endêmica. RJ, SP	CSM
Vriesea taritubensis var. *brevisepala* E. Pereira & I.A. Penna*	Bradea 4(18): 137. 1985.			
Vriesea thyrsoidea Mez	Fl. bras. 3(3): 556. 1894.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea tijucana E. Pereira	Rodriguésia 26(38): 116. 1971.		Endêmica. PE, AL, SE, BA, ES, RJ	CSM, CC, CNE
Vriesea triangularis Reitz	Anais Bot. Herb. Barb. Rodr. 4: 15. 1952.	R (SC 1990, Brasil 1992)	Endêmica. SC	
Vriesea triligulata Mez	Fl. bras. 3(3): 541. 1894.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea unilateralis (Baker) Mez	Fl. bras. 3(3): 545. 1894.	EP (SP 2004)	Endêmica. ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Vriesea vagans (L.B.Sm.) L.B.Sm.	Phytologia 13: 118. 1966.		MG, ES, RJ, SP, PR, SC, RS	CC, CSM
Vriesea vellozicola Leme & J.A. Siqueira	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 406. 2006.		Endêmica. ES	CC
Vriesea vidalii L.B.Sm. & Handro	Phytologia 19: 289. 1970.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea vulpinoidea L.B.Sm.*	Arq. Bot. Estado São Paulo 2: 122. 1943.		Endêmica. SP	CSM
Vriesea warmingii E. Morren	Belg. Hortic. 34: 260. 1884.	CR (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea wawranea Antoine	Phyto-Iconogr. Bromel. 1: t. 1, 2. 1884.	VU (Brasil 2005)	Endêmica. RJ	CSM
Vriesea weberi E. Pereira & I.A. Penna*	Bradea 34(4): 273. 1986.	VU (ES 2005)	Endêmica. ES	CC
Vriesea zonata Leme & J.A. Siqueira*	Fragmentos da Mata Atlântica do Nordeste. 374. 2006.		Endêmica. AL	CNE
Wittrockia cyathiformis (Vell.) Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 67. 1997.		Endêmica. BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC	CC, CSM
Wittrockia gigantea (Baker) Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 70. 1997.		Endêmica. MG, RJ, SP	CC, CSM
Wittrockia paulistana Leme	*Nidularium* - Bromélias da Mata Atlântica. 224. 2000.		Endêmica. SP	CSM
Wittrockia spiralipetala Leme*	Bradea 5(16): 171. 1989.		Endêmica. RJ	CSM
Wittrockia superba Lindm.	Kongl. Svenska Vetensk. Acad. Handl. 24(8): 20. 1891.	EP (RS 2002)	Endêmica. RJ, SP, PR, SC	CSM
Wittrockia tenuisepala (Leme) Leme	*Canistrum* - Bromélias da Mata Atlântica. 65. 1997.		Endêmica. MG	

Tabela 2 – Lista de gêneros com o número total de espécies registradas no domíno da Mata Atlântica. Negrito = gênero endêmico.

Gênero/ nº total de espécies	nº de espécies na Mata Atlântica	nº de espécies endêmicas da Mata Atlântica no Brasil	nº de táxons conhecidos apenas pela coleção-tipo
Vriesea (250)	166	145	56
Aechmea (250)	136	120	39
Neoregelia (125)	97	87	31
Tillandsia (557)	53	22	15
Cryptanthus (58)	52	48	26
Nidularium (45)	45	45	3
Billbergia (65)	35	21	6
Orthophytum (40)	28	23	15
Dyckia (130)	35	12	5
Hohenbergia (55)	24	19	5
Quesnelia (16)	16	16	2
Pitcairnia (350)	16	13	3
Alcantarea (18)	16	15	2
Canistrum (13)	13	13	3
Canistropsis (11)	11	11	1
Portea (8)	8	8	-
Lymania (8)	8	8	1
Bromelia (56)	6	1	-
Wittrockia (6)	6	6	1
Ananas (7)	3	1	-
Ronnbergia (14)	4	4	3
Edmundoa (3)	3	3	-
Guzmania (200)	3	-	-
Racinaea (58)	3	2	-
Acanthostachys (2)	2	-	-
Araeococcus (9)	5	5	1
Encholirium (23)	3	2	-
Catopsis (18)	2	-	-
Fernseea (2)	2	2	-
Andrea (1)	1	1	-
Pseudananas (1)	1	—	-
Total	803	653	218

Tabela 3 – Riqueza, endemismo e número de espécies ameaçadas nos corredores da biodiversidade da Mata Atlântica. CNE = Corredor do Nordeste; CC = Corredor Central; CSM = Corredor da Serra do Mar. * Percentual em relação ao total de espécies da Mata Atlântica (803); ** Percentual em relação ao total de espécies em cada corredor ou nos três corredores; *** Percentual em relação ao total de espécies ameaçadas para a Mata Atlântica (319).

Corredores	Total spp. (%*)	Endêmicas MA (%**)	Total spp. ameaçadas (%***)	Ameaçadas e endêmicas MA (%***)
Corredores CC, CSM ou CNE	671 (83,6%)	585 (87,2%)	265 (84,1%)	238 (75,6%)
Corredor Central	396 (49,3%)	336 (84,8%)	166 (52,7%)	149 (47,3%)
Corredor da Serra do Mar	369 (46%)	309 (83,7%)	143 (45,4%)	117 (37,1%)
Corredor do Nordeste	86 (10,7%)	53 (61,6%)	24 (7,6%)	14 (4,4%)

Agradecimentos

Ao Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, ao Critical Ecosystem Partnership Fund (CEPF), à Fundação Botânica Margaret Mee (FBMM) e à Aliança para a Conservação da Mata Atlântica pelo patrocínio e apoio. Aos curadores dos herbários, pela sempre atenciosa recepção. Aos especialistas na família que contribuíram com valiosas sugestões durante o "Workshop Estratégias e Abordagens para a Conservação de Bromeliaceae da Mata Atlântica". A Denise Pinheiro da Costa e aos dois assessores anônimos pelas diversas sugestões.

Referências Bibliográficas

Aguiar, A. P.; Chiarello, A. G.; Mendes, S. L. & Matos, E. N. 2003. The Central and Serra do Mar Corridors in the Brazilian Atlantic Forest. *In*: Galindo-Leal, C. & Camara, I. G. (orgs.). The Atlantic Forest of South America: Biodiversity Status, Threats and Outlook Center for Applied Biodiversity Science at Conservation International. Island Press, Washington. Pp. 118-132.

Amorim, A. M. A.; Fiaschi, P.; Jardim, J. G.; Thomas, W. W.; Clifton, B. C. & Carvalho, A. M. V. 2005. The vascular plants of a forest fragment in Southern Bahia, Brazil. Sida 21(3): 1727-1757.

Araújo, D.S.D. 2000. Análise florística e fitogeográfica das restingas do Estado do Rio de Janeiro. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro, 176p.

Assis, A. M.; Thomas, L.D. & Pereira, O. J. 2004. Florística de um trecho de floresta de restinga no Município de Guarapari, Espírito Santo, Brasil. Acta Botanica Brasilica 18(1): 191-201.

Ayres, J. M.; Fonseca, G. A. B.; Rylands, A. B.; Queiroz, H. L.; Pinto, L. P.; Masterson, D. & Cavalcanti, R. B. 2005. Os corredores ecológicos das florestas tropicais do Brasil. Sociedade Civil Maminaurá, Belém, 256p.

Barros J. V. 2006. O gênero *Billbergia* Thunb. (Bromeliaceae, Bromelioideae) no estado do Rio de Janeiro. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro. 132 p.

Barrros, F.; Melo, M. M. R. F.; Chiea, S. A. C.; Kirizawa, M.; Wandereley, M. G. L. & Jung-Mendaçolli, S. L. 1991. Caracterização geral da vegetação e listagem das espécies ocorrentes. *In*: Melo, M. M. R. F.; Barros, F.; Wanderley, M. G. L.; Kirizawa, M.; Jung-Mendaçolli, S. L. & Chiea, S. A. C. (eds.). Flora Fanerogâmica da Ilha do Cardoso. Vol. 1. Instituto de Botânica, São Paulo, 184p.

Bonnet, A. & Queiroz, M. H. 2006. Estratificação vertical de bromélias epifíticas em diferentes estádios sucessionais da Floresta Ombrófila Densa, Ilha de Santa Catarina, Santa Catarina, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 29(2): 217-228.

Borgo, M. & Silva, S. M. 2003. Epífitos vasculares em fragmentos de Floresta Ombrófila Mista, Curitiba, Paraná, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 26(3): 391-401.

Cabrera, A. L. & Willink, A. 1973. Biogeografia de América Latina. Secretaria General de la Organización de los Estados Americanos, Washington, 231p.

Clarke, H. D. & Funk, V. A. 2005. Using checklists and collections data to investigate plant diversity: An analysis of five florulas from northeastern South America. Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia 154: 29-37.

CN-RBMA, 2004. www.rbma.org.br

Cogliatti-Carvalho, L.; Freitas, A. F. N.; Rocha, C. F. D. & van Sluys, M. 2001. Variação na estrutura e na composição de Bromeliaceae em cinco zonas de restinga no Parque Nacional da Restinga de

Jurubatiba, Macaé, RJ. Revista Brasileira de Botânica 24(1): 1-9.

Costa, A. F. 2002. Revisão taxonômica do complexo *Vriesea paraibica* Wawra (Bromeliaceae). Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 187p.

Costa; A. F. & Dias, I. C. A. (orgs.). Flora do Parque Nacional da restinga de Jurubatiba e arredores, RJ: listagem, florística e fitogeografia (Angiospermas, Pteridófitas e Algas continentais). Museu Nacional/ UFRJ, Rio de Janeiro, 200p.

Costa, A. F. & Wendt, T. 2007. Bromeliaceae na região de Macaé de Cima, Nova Friburgo, Rio de Janeiro. Rodriguésia 58(4): 905-939.

Faria, A. P. G. 2006. Revisão taxonômica de filogenia de *Aechmea* Ruiz & Pav. subg. *Macrochordion* (De Vriese) Baker, Bromelioideae – Bromeliaceae. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 199p.

Faria, A. P. G.; Wendt, T. & Brown, G. K. 2004. Cladistic relationships of *Aechmea* (Bromeliaceae, Bromelioideae) and allied genera. Annals of the Missouri Botanical Garden 91: 303-319.

Fraga, C. N.; Simonelli, M. & Fernandes, H. Q. B. 2007. Metodologia utilizada na elaboração da lista da flora ameaçada de extinção no Espírito Santo. *In*: Fraga, C. N. & Simonelli, M. (orgs.). Espécies da flora ameaçadas de extinção no estado Espírito Santo. IPEMA, Vitória. Pp. 59-72.

Fontoura, T. 2005. Distribuição geográfica, forófitos e espécies de bromélias epífitas nas matas e plantações de cacau na região de Una, Bahia. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 84p.

Fontoura, T.; Costa, A. & Wendt, T. 1991. Preliminary checklist of the Bromeliaceae of Rio de Janeiro State, Brazil. Selbyana 12: 5-45.

Forzza, R. C. 2005. Revisão taxonômica de *Encholirium* Mart. *ex* Schult. & Schult. f. (Pitcairnioideae – Bromeliaceae). Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 23(1): 1-49.

Fonseca G. A. B.; Alger, K.; Pinto, L. P. & Cavalcanti, R. 2004. Corredores de Biodiversidade: o corredor Central da Mata Atlântica. *In*: Arruda, M. B. & Sá, L. F. S. N. (orgs.). Corredores ecológicos: uma visão integradora de ecossistemas. Ibama, Ministério do Meio Ambiente. Pp. 47-65.

Giongo, C. & Waechter, J. L. 2004. Composição florística e estrutura comunitária de epífitos vasculares em uma floresta de galeria na Depressão Central do Rio Grande do Sul. Revista Brasileira de Botânica 27(3): 563-572.

Givnish, T. J.; Millam, K. C.; Berry, P. E. & Sytsma, K. J. 2005. Phylogeny, adaptive radiation, and historical biogeography of Bromeliaceae inferred from *ndhF* sequence data. *In*: Columbus, J. T.; Friar, E. A.; Hamilton, C. W.; Porter, J. M.; Prince, L. M. & Simpson, M. G. (eds.). Monocots: Comparative Biology and Evolution (3 vols.). Rancho Santa Ana Botanic Garden, Claremont. Pp. 3-26.

GSPC. 2005. Estratégia global para a conservação de plantas. RBJB/JBRJ/BGCI, 13p.

Holmgren, P. K. & Holmgren, N. H. 1998 [continuously updated]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. http:// sweetgum.nybg.org/ih/

IBAMA. 1992. Portaria nº 06-N de 15 de Janeiro de 1992. Lista oficial de espécies da flora brasileira ameaçadas de extinção.

IEMA. 2005. Lista oficial das espécies da flora do estado do Espírito Santo ameaçadas de extinção. Decreto Estadual nº 1499-R publicado no Diário Oficial do Estado no dia 14 de junho de 2005.

IOPI. 2006. International Organization for Plant Information: The Global Plant Checklist Project. 2006: http://www.iopi.org.

Kersten, R. A. & Silva, S. M. 2002. Florística e estrutura do componente epifítico vascular em floresta ombrófila mista aluvial do rio Barigüi, Paraná, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 25(3): 259-267.

Klein, R. M. 1990. Espécies raras ou ameaçadas de extinção do estado de Santa Catarina. Vol. 1. IBGE, Rio de Janeiro. Pp. 185-287.

Leitão-Filho, H. F. 1987. Considerações sobre a florística de florestas tropicais e sub-tropicais do Brasil. IPEF 35: 41-46.

Leme, E. M. C. 1997. *Canistrum*, Bromélias da Mata Atlântica. Ed. Salamandra, Rio de Janeiro, 107p.

Leme, E. M. C. 1998. *Canistropsis*, Bromélias da Mata Atlântica. Ed. Salamandra, Rio de Janeiro, 143p.

Leme, E. M. C. 2000. *Nidularium*. Bromélias da Mata Atlântica. Ed. Sextante, Rio de Janeiro. 264p.

Leoni, L. S. & Trindade, T. 2006. Bromeliaceae da Zona da Mata Leste do estado de Minas Gerais. Pabstia 17(2): 1-20.

Lewinsohn, T. M. & Prado, P. I. 2002. Biodiversidade Brasileira: síntese do estado atual do conhecimento. Contexto. São Paulo. 176p.

Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. R. 1997. Diversidade de plantas vasculares na Reserva Ecológica de Macaé de Cima. *In*: Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. R (orgs.). Serra de Macaé de Cima: Diversidade Florística e Conservação em Mata Atlântica. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. Pp. 29-39.

Luther, H. E. 2004. An alphabetical list of bromeliad binomials. 10th ed. The Bromeliad Society International. The Marie Selby Botanical Gardens, Sarasota, 113p.

Luther, H. E. & Sieff, E. 1994. De Rebus Bromeliacearum I. Selbyana 15: 9-93.

Luther, H. E. & Sieff, E. 1997. De Rebus Bromeliacearum II. Selbyana 18(1): 103-140.

Luther, H. E. & Sieff, E. 2001. De Rebus Bromeliacearum III. Selbyana 22(1): 34-67.

Marks, K. 2006. An alphabetical list of bromeliad synonyms. The Bromeliad Society International, 77p.

Mamede, M. C. H.; Cordeiro, I. & Rossi, L. 2001. Flora vascular da Serra da Juréia, Município de Iguape, São Paulo, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 15: 63-124.

Marques, M. C. M. (org.). 1997. Mapeamento da cobertura vegetal e listagem das espécies ocorrentes na área de Proteção Ambiental de Cairuçu, Parati, RJ. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Série Estudos e Contribuições 13: 1-96.

Martinelli, G. 1988. Padrões fitogeográficos em Bromeliaceae dos campos de altitude da floresta pluvial tropical costeira do Brasil no estado do Rio de Janeiro. Rodriguésia 66(40): 3-10.

Martinelli, G. 2006. Manejo de populações e comunidades vegetais: um estudo de caso na conservação de Bromeliaceae. *In*: Rocha, F. D.; Bergallo, H. G.; Sluys, M. V. & Alves, M. A. S. (eds). Biologia da Conservação: Essências. Ed. Rima, São Paulo. Pp. 479-503.

Mendonça, M. P. & Lins, L. V. 2000. Introdução. Listas vermelhas: ferramentas para conservação de espécies ameaçadas. *In*: Mendonça, M. P. & Lins, L. V. (orgs.). Lista Vermelha das Espécies Ameaçadas de Extinção da Flora de Minas Gerais. Fundação Biodiversitas & Fundação Zôo-Botânica. Belo Horizonte. Pp. 13-30.

MMA. 1998. Primeiro relatório nacional para a convenção sobre diversidade biológica: Brasil, Brasília, 283p.

Moura, R. L.; Costa, A. F. & Araujo, D. S. D. 2007. Bromeliaceae das restingas fluminenses: florística e fitogeografia. Arquivos do Museu Nacional 65(4): 139-168.

Myers, N.; Mittermeier, R. A.; Fonseca, G. A. B. & Kent, J. 2000. Biodiversity

hotspots for conservation priorities. Nature 403: 853-858.

Nunes-Freitas, A. F. 2005. Bromeliáceas da Ilha Grande: variação inter-habitats na composição, riqueza e diversidade da comunidade. Tese de Doutorado. Universidade do Estado do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 195p.

Oliveira-Filho, A. T. & Fontes, M. L. A. 2000. Patterns of floristic differentiation among Altantic Forests in Southeastern Brazil and the influence of climate. Biotropica 32(4b): 793-810.

Paula, C. C. 1998. Florística da família Bromeliaceae no Parque Estadual da Serra do Brigadeiro, Minas Gerais, Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, 238p.

Pontes, R. A. S. 2005. Bromeliaceae da floresta atlântica no estado da Paraíba, Brasil. Dissertação de Mestrado. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Escola Nacional de Botânica Tropical, Rio de Janeiro. Pp 1-80.

Reitz, R. 1983. Bromeliáceas e a Malária-Bromélia Endêmica. *In*: Reitz, R. (ed.). Flora Ilustrada Catarinense. Herbário Barbosa Rodrigues, Itajaí, Fasc. BROM. 59p.

Rizzini, C. T. 1997. Tratado de fitogeografia do Brasil. 2ª. ed. Âmbito Cultural Edições, Rio de Janeiro, 747p.

Rocha, C. F. D.; Bergallo, H. G.; van Sluys, M.; Alves, M. A. S. & Jenkins, C. 2006. Corredores ecológicos e conservação da biodiversidade: um estudo de caso na Mata Atlântica. *In*: Rocha, F. D.; Bergallo, H. G.; Sluys, M. V. & Alves, M. A. S. (eds). Biologia da Conservação: Essências. Ed. Rima, São Paulo. Pp. 317-342.

Rocha, C. F. D.; Cogliatti-Carvalho, L. & Almeida, D. R. 1997. Bromélias: ampliadoras de biodiversidade. Bromélia 4(4): 7-10.

Rogalski, J. M. & Zanin, E. M. 2003. Composição florística de epífitos vasculares no estreito de Augusto César, Floresta Estacional Decidual do Rio Uruguai, RS, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 26(4): 551-556.

Sanderson, J.; Alger, K.; Fonseca, G. A. B.; Galindo-Leal C.; Inchausty, V. H. & Morrinson, K. 2003. Biodiversity conservation corridors: planning, implementing and monitoring sustainable landscape. Conservation International, Washington, 41p.

Saunders, D. A. & Hobbs, R. J. 1991. The role of corridors in conservation: what do we know and where do we go? *In*: Saunders, D. A. & Hobbs, R. J. (eds.). Nature Conservation 2: the role of corridors. Surrey Beatty & Sons. Chiping Norton, New S.Wales. Pp. 421-427.

SEMA. 1995. Lista vermelha de plantas ameaçadas de extinção no estado do Paraná. SEMA/GTZ, Curitiba, 139p.

SEMA. 2002. Lista oficial das espécies plantas ameaçadas de extinção no estado do Rio Grande do Sul. Disponível em: http://www.sema.rs.gov.br/sema/html/pdf/especies-ameacadas.

SEMA. 2004. Lista oficial das espécies da flora do estado de São Paulo ameaçadas de extinção. Diário Oficial do Estado de São Paulo, Resolução SMA 48. http://www.ibot.sp.gov.br/resolucao_sma48/resolucao48.htm.

Siqueira-Filho, J. A. & Leme, E. M. C. 2006. Fragmentos de Mata Atlântica do Nordeste. Biodiversidade, Conservação e suas Bromélias. Andréa Jakobson Estúdio, Rio de Janeiro, 416p.

Siqueira-Filho, J. A.; Santos, A. M. M.; Leme, E. M. C. & Cabral, J. S. 2006. Fragmentos da Mata Atlântica de Pernambuco e Alagoas e suas bromélias: distribuição, composição riqueza e conservação. *In*: Siqueira-Filho, J. A. & Leme, E. M. C. (eds.). Fragmentos de Mata Atlântica do Nordeste. Biodiversidade, Conservação e suas Bromélias. Andrea Jakobson Estúdio, Rio de Janeiro. Pp. 101-131.

Smith, L. B. 1955. The Bromeliaceae of Brazil. Smithsonian Miscellaneous Collections 126(1): 1-290.

Smith, L. B. & Downs, R. J. 1974. Pitcairnioideae (Bromeliaceae). Flora Neotropica Monograph 14(1): 1-658.

Smith, L. B. & Downs, R. J. 1977. Tillandsioideae (Bromeliaceae). Flora Neotropica Monograph 14(2): 663-1492.

Smith, L. B. & Downs, R J. 1979. Bromelioideae (Bromeliaceae). Flora Neotropica Monograph 14(3): 1493-2141.

SOS MATA ATLÂNTICA/INPE. 2000. Atlas dos remanescentes florestais e ecossistemas associados da Mata Atlântica. Fundação SOS Mata Atlântica, São Paulo.

Sousa, G. M. 2004*a*. Revisão taxonômica de *Aechmea* Ruiz & Pavon subg. *Chevaliera* (Gaudich. *ex* Beer) Baker Bromelioideae – Bromeliaceae. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 185p.

Sousa, G. M. & Wanderley, M. G. L. 2000. *Aechmea* Ruiz & Pav. (Bromeliaceae) do estado de Pernambuco, Brasil. Acta Botânica Brasílica 14(1): 77-97.

Sousa, L. O. 2004*b*. Revisão taxonômica e filogenia do gênero *Lymania* Read. (Bromelioideae – Bromeliaceae). Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 102p.

SPECIES2000. 2006. The catalogue of life: http://species2000.org Acessado em 1/9/2007.

Tabarelli, M.; Aguiar, A. V.; Grillo, A. S. & Santos, A. M. M. 2006. Fragmentação e perda de habitats na Mata Atlântica ao norte do rio São Francisco. *In*: Siqueira-Filho, J. A. & Leme, E. M. C. Fragmentos de Mata Atlântica do Nordeste. Biodiversidade, Conservação e suas Bromélias. Andréa Jakobson Estúdio, Rio de Janeiro. Pp. 81-99.

Tardivo, R. C. 2002. Revisão taxonômica de *Tillandsia* L. subgênero *Anoplophytum* (Beer) Baker (Bromeliaceae). Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 243p.

Urban, D. L. & Shugart, H. H. Jr. 1986. Avian demography in mosaic landscapes: Modelling paradigm and preliminary. *In*: Verner, M. L.; Morrison, M. L. & Ralph, C. J. (eds). Wildlife 2000. Modelling habitat relationships of terrestrial vertebrates. University Wiscosin Press, Wiscosin. Pp. 273-279.

Veloso, H. P.; Rangel-Filho, A. L. R. & Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. IBGE, Rio de Janeiro, 123 p.

Versieux, L. M. & Wendt, T. 2006. Checklist of Bromeliaceae of Minas Gerais, Brazil, with notes on taxonomy and endemism. Selbyana 27(2): 107-146.

Versieux, L. M. & Wendt, T. 2007. Bromeliaceae diversity and conservation in Minas Gerais state, Brazil. Biodiversity and Conservation 16: 2989-3009.

Vidal, U. A. 1995. A família Bromeliaceae na Reserva Ecológica Rio das Pedras, Mangaratiba, Rio de Janeiro. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 156p.

Vieira, C. M. 2006. *Quesnelia* Gaudich. (Bromelioideae: Bromeliaceae) do estado do Rio de Janeiro, Brasil. Pesquisas, Botânica 57: 7-102.

Wanderley, M. G. L. & Mollo, L. 1992. Bromeliaceae. *In*: Melo, M. M. R. F.; Barros, F.; Chiea, S. A. C.; Wanderley, M. G. L.; Jung-Mendaçolli, S. L. & Kirizawa, M. (eds.). Flora Fanerogâmica da Ilha do Cardoso. Vol. 3. Instituto de Botânica, São Paulo. Pp. 89-140.

Wendt, T. 1994. *Pitcairnia* L'Héritier (Bromeliaceae) of Rio de Janeiro State, Brazil. Selbyana 15: 66-78.

Wendt, T. 1997. A review of the subgenus *Pothuava* (Baker) Baker of *Aechmea* Ruiz & Pav. (Bromeliaceae) in Brazil. Botanical Journal of the Linnean Society 125: 245-271.

With, K. A.; Gardner, R. H. & Turner, M. G. 1997. Landscape connectivity and population distributions in heterogeneous environments. Oikos 78: 151-169.

Workshop Biodiversitas. 2005. Revisão da Lista da Flora Brasileira Ameaçada de Extinção. http://www.biodiversitas.org.br/florabr/. Acessado em 1/9/2006.

Begonia lunaris E. L. Jacques (Begoniaceae), uma nova espécie para o estado do Rio de Janeiro, Brasil

Eliane de Lima Jacques[1]

Resumo

(*Begonia lunaris* E.L.Jacques (Begoniaceae), uma nova espécie para o estado do Rio de Janeiro, Brasil) Uma nova espécie de *Begonia*, endêmica da mata atlântica do Brasil, é descrita e ilustrada. *Begonia lunaris* é conhecida somente da sua localidade típica, Estação Ecológica Estadual do Paraíso, localizada nos municípios de Guapimirim e Cachoeiras de Macacu, Rio de Janeiro, Brasil (22°2'–22°32'S e 42°50'–42°56'W), crescendo próxima às margens dos rios. Destaca-se prontamente das demais espécies brasileiras do gênero por apresentar alas da cápsula inflexas, flores alaranjadas a vermelho-alaranjadas e folhas semi-lunares. Caracteres diagnósticos, descrição, ilustração detalhada e comentários taxonômicos são fornecidos e suas afinidades são discutidas.

Palavras-chave: taxonomia, mata atlântica, endemismo.

Abstract

(*Begonia lunaris* E.L.Jacques (Begoniaceae), a new species from the state of Rio de Janeiro, Brazil) A new narrow endemic species of *Begonia* from the Atlantic rain forest of Brazil is described and illustrated. *Begonia lunaris* is known only from the type locality, Estação Ecológica Estadual do Paraíso, localized in the Municipality of Guapimirim and Cachoeiras de Macacu, Rio de Janeiro, Brazil (22°26'–22°32'S e 42°50'–42°56'W), growing near rivers. It promptly differs from the other Brazilian species of the genus in having wings of the capsule bent inwards, orange to orange-red flowers and crescent-shaped leaves. Diagnostic characters, description, detailed illustration and taxonomic comments are given and its relationships are discussed.

Key words: taxonomy, atlantic forest, endemism.

O gênero *Begonia* possui aproximadamente 1.400 espécies e está amplamente distribuído nas regiões tropicais e subtropicais do mundo (Clement *et al.* 2004; Forrest *et al.* 2005; Forrest & Hollingsworth 2003), ausente apenas na Australásia (Heywood *et al.* 2007). No Brasil, o gênero está representado por cerca de 200 espécies, distribuído em todas as formações vegetais, excetuando-se os manguezais. Um dos centros de diversidade do gênero é a mata atlântica (Gomes da Silva & Mamede 2000; Jacques 1996; Jacques & Mamede 2004; Souza & Lorenzi 2005).

Begonia possui uma ampla variabilidade morfológica (Jacques & Mamede 2005) e pode ser caracterizado pelas folhas assimétricas, flores estaminadas com quatro tépalas e pistiladas com cinco, ovário ínfero, placentação axilar, placenta inteira ou partida e cápsulas trialadas.

A possibilidade do uso da subdivisão da placenta, inteira ou partida, na classificação do gênero em seções é questionada por diversos autores (De Candolle 1861; Doorenbos *et al.* 1998; Irmscher 1925; Jacques 2002; Smith & Schubert 1946; Warburg 1894). Entretanto, o uso desta característica tem um importante papel na identificação das espécies brasileiras. Das 55 espécies brasileiras de *Begonia* com placenta partida, 48 ocorrem na mata atlântica.

Begonia lunaris E.L.Jacques, *sp. nov.* **Tipo:** BRASIL. RIO DE JANEIRO: Cachoeiras de Macacu, Estação Ecológica Estadual do Paraíso e Centro de Primatologia do Rio de Janeiro (CPRJ-FEEMA), Rio Paraíso, caminho do encanamento, 22°28'51,2"S–42°54'46,9"W, 3.IX.2007, *E.L. Jacques, L.S. Sylvestre, C.M. Mynssen & A.V.S. Couto 1670* (Holótipo RBR; Isótipo RB). Fig. 1

Plantis pilis glanduliferis sparsis ferentibus; foliis basifixis, laminis papyraceis, lunaribus, cimis 35–70-floribus, 8,5–15 cm longis, 4–5-ramosis; tepalis coccineis, placentis bilamellaribus, laminis adpressis externe solum ovuliferis, stigmatibus bifidis; capsulis ellipticis, alis aequalibus, lunaribus, inflexis. A B. maculata *foliis lunaribus (non ellipticis),*

Artigo recebido em 11/2007. Aceito para publicação em 01/2008.

[1]Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Biologia, Departamento de Botânica, BR-465, km 7, 23890-000, Seropédica, RJ, Brasil. ejacques@ufrrj.br; ejacques@click21.com.br

capsulis ellipticis (non cordiformis), alis inflexis (non planis), prophyllis persistentibus (non caducis) differt.

Ervas a subarbustos eretos, rupícolas a saxícolas, umbrófilas, 0,5–1,1 m alt., tricomas glandulares esparsos, hialinos no material vivo, vermelhos no material herborizado. Caule ereto, entrenós (1–)3–5(–7,5) cm compr., glabros, nós ligeiramente mais espessados, castanhos na porção proximal, verdes na distal. Pecíolo 3–9,4 cm compr., cilíndrico, verde-claro, às vezes com leve tonalidade rósea, tricomas glandulares esparsos. Estípulas 2,5–3,6 (4,5–6,1) × (1–1,5–) 1,9–2,5 cm, decussadas, caducas, oblongas a triangulares, carnosas, esverdeadas, passando a marrons, tricomas glandulares em ambas as faces, esparsos na face dorsal, glabrescentes na ventral. Folhas (15–)22–34 × (6,7–)10–15 cm, assimétricas, semi-lunares, basifixas, papiráceas, discolores, face adaxial verde-escura, lustrosa, com máculas alvas a argênteas, elípticas ou ovaladas, geralmente associadas às folhas jovens, glabra, face abaxial verde-escura, verde-clara a vinácea, com tricomas glandulares esparsos, ápice acuminado, base cordiforme, margem serrulada, nervuras principais 6–8, proeminentes e verde-claras na face adaxial, nervação actinódroma. Cimeiras 8,5–15 cm compr., pêndulas, 4–5-ramificadas, 35–70 flores; pedúnculo ca. 5 cm compr., cilíndrico, alaranjado a vermelho-alaranjado. Brácteas 1,7–1,9 cm compr., ovadas a largamente ovadas, carnosas, persistentes, margem inteira, alaranjadas a vermelho-alaranjadas. Flores estaminadas 3–3,5 cm compr., vistosas, levemente aromáticas, alaranjadas a vermelho-alaranjadas, pedicelo (1,5–)2,4–3,5 cm compr., tépalas-4, externas (12–)21–25 × (14–)22–25 mm, ovadas a largamente ovadas, tricomas glandulares esparsos, internas 11–16 × 5–6 mm, elípticas a obovadas, glabras, estames 56–65(–80), 4–6 mm compr., amarelos, filetes 1–2 mm compr., livres, anteras 1–1,5 mm compr., obovadas, recurvadas, extrorsas, conectivo alargado. Flores pistiladas 4–4,5 cm compr., vistosas, levemente aromáticas, alaranjadas a vermelho-alaranjadas, pedicelo 1–1,5 cm compr.; tépalas-5, desiguais, 4 maiores, (10–)19–24 × (6–8) 15–20 mm, ovadas a largamente ovadas e 1 menor, (7–)12–18 × (3–)5–11 mm, obovadas a espatuladas, margem inteira, tricomas glandulares esparsos, profilos-2, (6–)12–16 × 9–16 mm, largamente ovados, margem inteira, persistentes, estiletes bifurcados, (3–) 6–7 mm compr., espiralados, cilíndricos, base flabeliforme, amarelos, estigmas-3, papilas estigmáticas dispostas nas margens dos ramos, ovário trilocular, 22–29 × 15 mm, oblongo, alaranjado a vermelho-alaranjado, tricomas glandulares esparsos, alas ligeiramente inflexas, placenta bipartida, lamelas adpressas, óvulos na face externa. Cápsulas trialadas, 2–2,7 × 1,5–1,8 cm, oblongas, pêndulas, quando imaturas com tricomas glandulares esparsos, pedúnculo ca. 1,5 cm compr., alas 6–12 × 6–12 mm, semelhantes entre si, lunadas, inflexas, profilos persistentes, basais. Sementes oblongas.

Parátipos: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Estação Ecológica Estadual do Paraíso, Centro de Primatologia do Rio de Janeiro: Cachoeiras de Macacu, afluente do rio Anil, 5.IV.1976, fr., *D. Araújo et al. 1068* (GUA); Rio Paraíso, 22°00'S–42°03'W, às margens do rio Falcão, trilha para o Morro do Pirulito, vale do rio Falcão, 22.XI.1991, fl. estaminada, *L. Sylvestre et al. 689* (RB); 22°30'S–42°53'W, 5.II.1992, fl. estaminada, *C. M. Vieira 148* (RB); *ibidem*, 6.II.1992, fl. pistilada e fr., *C. M. Vieira 159* (RB); Rio Paraíso, próximo à represa da CEDAE, 26.III.1992, fl. pistilada e fr., *T. Fontoura et al. 274* (RB); caminho do encanamento, 22°28'55,6"S–42°54'48,9"W, 3.IX.2007, fr., *E. L. Jacques et al. 1671* (RBR); Guapimirim, 150 m s.m., 22.XI.1984, fl. estaminada e fr., *G. Martinelli et al. 10375* (RB); trilha da casa em ruínas, 2.II.2006, fr., *C. G. Campos et al. 60* (HB); *ibidem*, 2.XI.2006, fl. estaminada, *J. R. A. Oliveira et al. 41* (HB).

Distribuição, habitt e fenologia: *Begonia lunaris* é conhecida somente da localidade típica, Estação Ecológica Estadual do Paraíso. Esta Unidade de Conservação (UC) estende-se nos municípios de Guapimirim e Cachoeiras de Macacu, Rio de Janeiro, e situa-se na vertente oceânica da Serra do Mar, denominada Serra dos Órgãos. Na sede desta UC, localizada no município de Guapimirim, funciona o Centro de Primatologia do Rio de Janeiro – CPRJ-FEEMA. *B. lunaris* cresce em floresta baixo montana, em pequenas e esparsas populações, sobre ou entre as rochas, à margem dos rios ou no interior da floresta, em semi-sombra. Foi coletada com

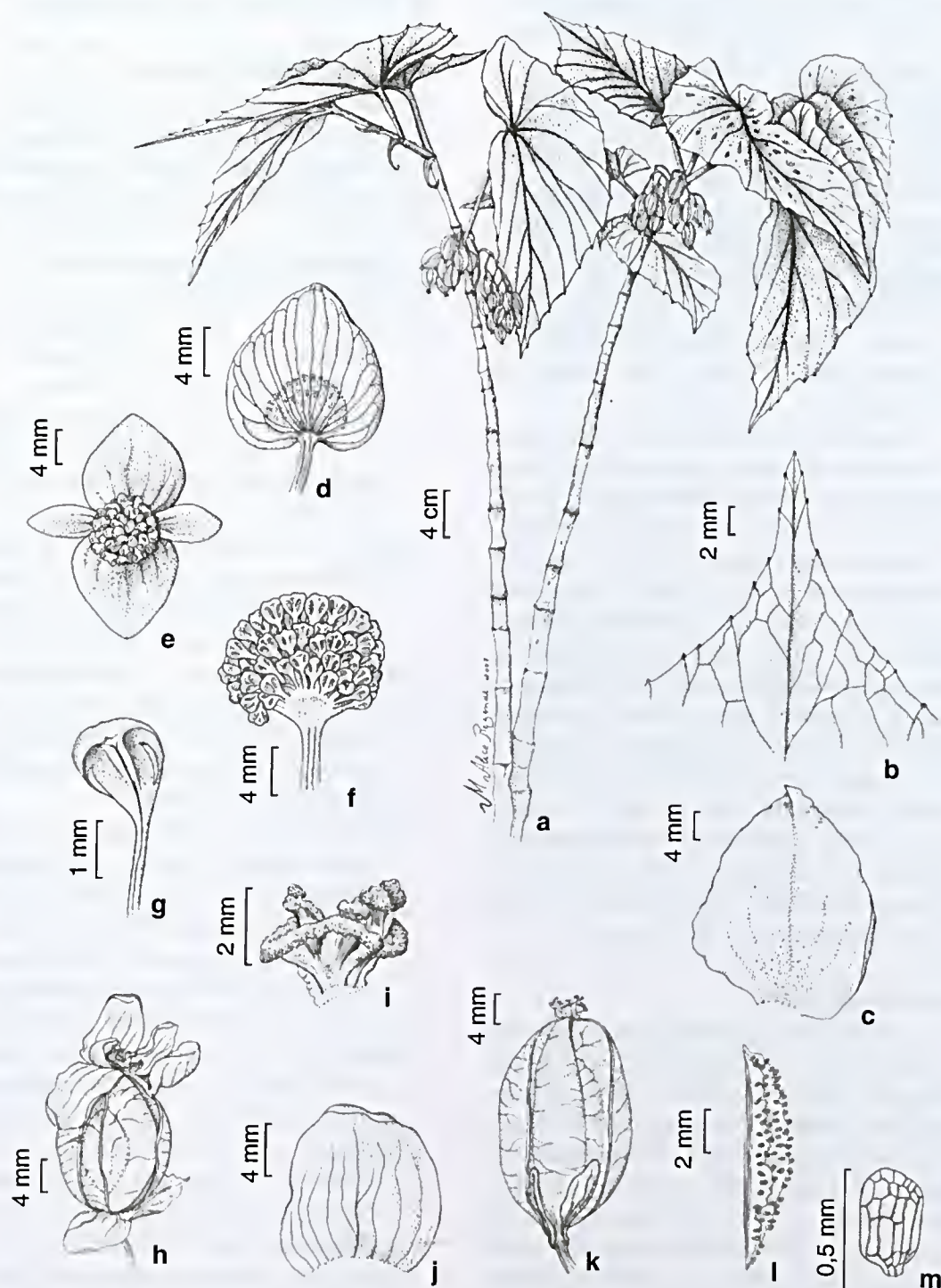



Figura 1 – *Begonia lunaris* E.L. Jacques – a. hábitos; b. ápice foliar; c. estípula; d. botão floral (flor estaminada); e. flor estaminada; f. androceu; g. estame (vista ventral); h. flor pistilada (reidratada); i. estiletes; j. profilo da flor pistilada; k. fruto com profilos e estiletes persistentes; l. placenta (retirada do fruto); m. semente.

flores e frutos entre os meses de setembro a abril. As flores são levemente aromáticas, com perfume de rosas e alaranjadas a vermelho-alaranjadas. Esta última característica, muito rara nas espécies brasileiras, evidencia o potencial ornamental desta espécie. Uma vez que o táxon possui uma área de ocorrência estimada em menos de 100 km², é conhecido de uma única localidade e a maioria dos indivíduos observados é encontrada em subpopulações pequenas e relativamente isoladas, *B. lunaris* é reconhecida na categoria de Criticamente em Perigo (CR), de acordo com os critérios da União Mundial para a Conservação da Natureza (IUCN 2001: B1a).

Begonia lunaris pode ser facilmente reconhecida pelas alas da cápsula inflexas, flores alaranjadas a vermelho-alaranjadas e folhas semi-lunares. Dentre as 55 espécies brasileiras de *Begonia* com placenta partida, *B. lunaris* assemelha-se *B. maculata* Raddi e *B. undulata* Schott pelo hábito ereto, lamelas da placenta adpressas, anteras obovadas, flores pistiladas com dois profilos e cápsulas com alas semelhantes entre si. Entretanto, *B. maculata* e *B. undulata* diferem de *B. lunaris* pelas cápsulas cordiformes (*vs.* oblongas), com alas planas (*vs.* inflexas) e profilos caducos (*vs.* persistentes). *B. maculata* possui folhas assimétricas, transversalmente elípticas, 13,5–20 × 4,5–6 cm (*vs.* 15–34 × 6,7–15 cm) e *B. undulata* folhas simétricas, ovadas a lanceoladas, 8–13 × 1,5–3,9 cm.

Agradecimentos

A Maria Alice Rezende pelo preparo das ilustrações. Aos curadores dos herbários GUA, HB e RB que permitiram o estudo de suas coleções. A Marcos Peron pela entrega de dois *slides* que me alertaram para a descoberta da nova espécie. A Lana da Silva Silvestre, Claudine M. Mynssen e Arthur Vinícius dos Santos Couto que gentilmente me acompanharam na coleta do material-tipo. Ao chefe da Estação Ecológica Estadual do Paraíso e Centro de Primatologia do Rio de Janeiro (CPRJ-FEEMA), pela autorização de coleta na área. Ao Instituto de Pesquisas do Jardim Botânico do Rio de Janeiro pela concessão do veículo para a coleta do material-tipo. À minha filha, Isadora, pela sugestão do nome da espécie (begônia meia-lua).

Referências Bibliografia

Clement, W. L.; Tebbit, M. C.; Forrest, L. L.; Blair, J. E.; Brouillet, L.; Eriksson, T. & Swensen, S. M. 2004. Phylogenetic position and biogeography of *Hillebrandia sandwicensis* (Begoniaceae): a rare Hawaiian relict. American Journal of Botany 91(6): 905-917.

De Candolle, A. 1861. Begoniaceae. *In*: Martius, C. P. F. (ed.). Flora brasiliensis. F. Fleischer, Lipsiae 3(1): 338-396.

Doorenbos, J.; Sosef, M. S. M. & De Wilde, J. J. F. E. 1998. The sections of *Begonia*. Wageningen Agricultural University Papers 98: 1-266.

Forrest, L. L. & Hollingsworth, P. M. 2003. A recircumscription of *Begonia* based on nuclear ribosomal sequences. Plant Systematic and Evolution 241: 193-211.

Forrest, L. L.; Hughes, M. & Hollingsworth, P. M. 2005. A phylogeny of *Begonia* using nuclear ribosomal sequence data and morphological characters. Systematic of Botany 30(3): 671-682.

Gomes da Silva, S. J. & Mamede, M. C. H. 2000. A new species of *Begonia* (Begoniaceae) from the Atlantic Coastal Forest in the State of São Paulo, Brazil. Novon 10: 22-25.

Heywood, V. H.; Brummitt, R. K.; Culham, A. & Seberg, O. 2007. Flowering plant families of the world. Firefly Books, Ontario, 424p.

Irmscher, E. 1925. Begoniaceae. *In*: Engler, A. & Prantl, K. (eds.). Die natürlichen Pflanzenfamilien. 2 ed. Vol. 21. Pp. 548-588.

IUCN. 2001. IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. IUCN Species Survival Commission. IUCN, Gland, Switzerland, and Cambridge, UK, 30 pp.

Jacques, E. L. 1996. Begoniaceae. *In*: Lima, M. P. M. & Guedes-Bruni, R. R. (eds.). Reserva Ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo, RJ – Aspectos florísticos das espécies vasculares. Vol. 2. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. Pp. 93-133.

______. 2002. Estudos taxonômicos das espécies brasileiras do gênero *Begonia* L. (Begoniaceae) com placenta partida. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 319p.

Jacques, E. L. & Mamede, M. C. H. 2004. Novelties in Begonia (Begoniaceae) from the coastal forests of Brazil. Brittonia 56(1): 75-81.

______. 2005. Notas nomenclaturais em *Begonia* L. (Begoniaceae). Revista Brasileira de Botânica 28: 579-588.

Smith, L. B. & Schubert, B. G. 1946. The Begoniaceae of Colombia. Caldasia 4: 3-38, 77-107, 179-209.

Souza, V. C. & Lorenzi, H. 2005. Botânica sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II. Instituto Plantarum, Nova Odessa, 640p.

Warburg, O. 1894. Begoniaceae. *In*: Engler, A. & Prantl, K. (eds.). Die natürlichen Pflanzenfamilien. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 3(6a): 121-150.

INSTRUÇÕES AOS AUTORES

Escopo

A Rodriguésia é uma publicação trimestral do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, que publica artigos e notas científicas, em Português, Espanhol ou Inglês em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Encaminhamento dos manuscritos

Os manuscritos devem ser enviados em 3 vias impressas e em CD-ROM à:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030
Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Os artigos devem ter no máximo 30 páginas digitadas, aqueles que ultrapassem este limite poderão ser publicados após avaliação do Corpo Editorial. O aceite dos trabalhos depende da decisão do Corpo Editorial.

Todos os artigos serão submetidos a 2 consultores *ad hoc*. Aos autores será solicitado, quando necessário, modificações de forma a adequar o trabalho às sugestões dos revisores e editores. Artigos que não estiverem nas normas descritas serão devolvidos.

Serão enviadas aos autores as provas de página, que deverão ser devolvidas ao Corpo Editorial em no máximo 5 dias úteis a partir da data do recebimento. Os trabalhos, após a publicação, ficarão disponíveis em formato digital (PDF, AdobeAcrobat) no *site* do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Formato dos manuscritos

Os autores devem utilizar o editor do texto *Microsoft Word*, versão 6.0 ou superior, fonte Times New Roman, corpo 12, em espaço duplo.

O manuscrito deve ser formatado em tamanho A4, com margens de 2,5 cm e alinhamento justificado, exceto nos casos indicados abaixo, e impresso em apenas um lado do papel. Todas as páginas, exceto a do título, devem ser numeradas, consecutivamente, no canto superior direito. Letras maiúsculas devem ser utilizadas apenas se as palavras exigem iniciais maiúsculas, de acordo com a respectiva língua do manuscrito. Não serão considerados manuscritos escritos inteiramente em maiúsculas.

Palavras em latim devem estar em itálico, bem como os nomes científicos genéricos e infragenéricos. Utilizar nomes científicos completos (gênero, espécie e autor) na primeira menção, abreviando o nome genérico subseqüentemente, exceto onde referência a outros gêneros cause confusão. Os nomes dos autores de táxons devem ser citados segundo Brummitt & Powell (1992), na obra "Authors of Plant Names".

Primeira página – deve incluir o título, autores, instituições, apoio financeiro, autor e endereço para correspondência e título abreviado. O título deverá ser conciso e objetivo, expressando a idéia geral do conteúdo do trabalho. Deve ser escrito em negrito com letras maiúsculas utilizadas apenas onde as letras e as palavras devam ser publicadas em maiúsculas.

Segunda página – deve conter Resumo (incluindo título em português ou espanhol), Abstract (incluindo título em inglês) e palavras-chave (até 5, em português ou espanhol e inglês). Resumos e abstracts devem conter até 200 palavras cada. O Corpo Editorial pode redigir o Resumo a partir da tradução do Abstract em trabalhos de autores não fluentes em português.

Texto – Iniciar em nova página de acordo com seqüência apresentada a seguir: Introdução, Material e Métodos, Resultados, Discussão, Agradecimentos e Referências Bibliográficas. Estes itens podem ser omitidos em trabalhos sobre a descrição de novos táxons, mudanças nomenclaturais ou similares. O item Resultados pode ser agrupado com Discussão quando mais adequado. Os títulos (Introdução, Material e Métodos etc.) e subtítulos deverão ser em negrito. Enumere as figuras e tabelas em arábico de acordo com a seqüência em que as mesmas aparecem no texto. As citações de referências no texto devem seguir os seguintes exemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para três ou mais autores ou (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Referência a dados ainda não publicados ou trabalhos submetidos deve ser citada conforme o exemplo: (R.C. Vieira, dados não publicados). Cite resumos de trabalhos apresentados em Congressos, Encontros e Simpósios se estritamente necessário.

O material examinado nos trabalhos taxonômicos deve ser citado obedecendo a seguinte ordem: local e data de coleta, fl., fr., bot. (para as fases fenológicas), nome e número do coletor (utilizando *et al.* quando houver mais de dois) e sigla(s) do(s) herbário(s) entre parêntesis, segundo o *Index Herbariorum*. Quando não houver número de coletor, o número de registro do espécime, juntamente com a sigla do herbário,deverá ser citado. Os nomes dos países e dos estados/províncias deverão ser citados por extenso, em letras maiúsculas e em ordem alfabética, seguidos dos respectivos materiais estudados.

Exemplo:

BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Para números decimais, use vírgula nos artigos em Português e Espanhol (exemplo: 10,5 m) e ponto em artigos em Inglês (exemplo: 10.5 m). Separe as unidades dos valores por um espaço (exceto em porcentagens, graus, minutos e segundos).

Use abreviações para unidades métricas do Systeme Internacional d´Unités (SI) e símbolos químicos amplamente aceitos. Demais abreviações podem ser utilizadas, devendo ser precedidas de seu significado por extenso na primeira menção.

Referências Bibliográficas – Todas as referências citadas no texto devem estar listadas neste item. As referências bibliográficas devem ser relacionadas em ordem alfabética, pelo sobrenome do primeiro autor, com apenas a primeira letra em caixa alta, seguido de todos os demais autores. Quando houver repetição do(s) mesmo(s) autor(es), o nome do mesmo deverá ser substituído por um travessão; quando o mesmo autor publicar vários trabalhos num mesmo ano, deverão ser acrescentadas letras alfabéticas após a data. Os títulos de periódicos não devem ser abreviados.

Exemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite teses e dissertações se estritamente necessário, isto é, quando as informações requeridas para o bom entendimento do texto ainda não foram publicadas em artigos científicos.

Tabelas - devem ser apresentadas em preto e branco, no formato Word for Windows. No texto as tabelas devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

"Apenas algumas espécies apresentam indumento (Tab. 1)..."

"Os resultados das análises fitoquímicas são apresentados na Tabela 2..."

Figuras - não devem ser inseridas no arquivo de texto. Submeter originais em preto e branco e três cópias de alta resolução para fotos e ilustrações, que também podem ser enviadas em formato eletrônico, com alta resolução, desde que estejam em formato TIF ou compatível com *CorelDraw*, versão 10. Ilustrações de baixa qualidade resultarão na devolução do manuscrito. No caso do envio das cópias impressas a numeração das figuras, bem como textos nelas inseridos, devem ser assinalados com *Letraset* ou similar em papel transparente (tipo manteiga), colado na parte superior da prancha, de maneira a sobrepor o papel transparente à prancha, permitindo que os detalhes apareçam nos locais desejados pelo autor. Os gráficos devem ser em preto e branco, possuir bom contraste e estar gravados em arquivos separados em disquete (formato TIF ou outro compatível com *CorelDraw 10*). As pranchas devem possuir no máximo 15 cm larg. x 22 cm comp. (também serão aceitas figuras que caibam em uma coluna, ou seja, 7,2 cm larg.x 22 cm comp.). As figuras que excederem mais de duas vezes estas medidas serão recusadas. As imagens digitalizadas devem ter pelo menos 600 dpi de resolução.

No texto as figuras devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

"Evidencia-se pela análise das Figuras 25 e 26...."

"Lindman (Fig. 3) destacou as seguintes características para as espécies..."

Após feitas as correções sugeridas pelos assessores e aceito para a publicação, o autor deve enviar a versão final do manuscrito em duas vias impressas e em uma eletrônica.

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

Generalidades

Rodriguésia es una publicación trimestral del Instituto de Investigaciones del Jardín Botánico de Río de Janeiro, la cual publica artículos y notas científicas, en Portugués, Español y Inglés en todas las áreas de Biología Vegetal, asi como en Historia de la Botánica y actividades ligadas a Jardines Botánicos.

Preparación del manuscrito

Los manuscritos deben ser enviados en tres copias impresas y en CD-ROM a la:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030 - Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Los artículos pueden tener una extensión máxima de 30 páginas (sin contar cuadros y figuras), los que se extiendan más de 30 páginas podrán ser publicados después de ser evaluados por el Consejo Editorial. La aceptación de los trabajos depende de la decisión del Comité Científico.

Todos los artículos serán examinados por dos consultores *ad hoc*. A los autores será solicitado, cuando sea necesario, modificaciones para adecuar el manuscrito para adecuarlo a las sugerencias de los revisores y editores. Artículos que no sigan las normas descritas serán devueltos.

Serán enviados a los autores las pruebas de página, las cuales deberán ser devueltas al Consejo Editorial en un plazo máximo de cinco días a partir de la fecha de recibimiento. Después de publicados los artículos estarán disponibles en formato digital (PDF, AdobeAcrobat) en el *site* del Instituto de Investigaciones del Jardín Botánico de Río de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Preparación de los manuscritos

Los autores deben utilizar el editor de texto *Microsoft Word* 6.0 o superior, letra Times New Roman 12 puntos y doble espacio.

El manuscrito debe estar formateado en hojas tamaño A4, impresas por un solo lado, con márgenes 2,5 cm en todos los lados de la página y el texto alineado a la izquierda y a la derecha, excepto en los casos indicados abajo. Todas las páginas, excepto el título, deben ser numeradas, consecutivamente, en la esquina superior derecha. Las letras mayúsculas deben ser utilizadas apenas en palabras que exijan iniciales mayúsculas, de acuerdo con el respectivo idioma usado en el manuscrito. No serán considerados manuscritos escritos completamente con letras mayúsculas.

Palabras en latín, nombres científicos genéricos e infra-genéricos deben estar escritas en letra itálica. Utilizar nombres científicos completos (género, especie y autor) solo la primera vez que sean mencionados, abreviando el nombre genérico en las próximas veces, excepto cuando los otros nombres genéricos sean iguales. Los nombres de autores de los taxones deben ser citados siguiendo Brummitt & Powell (1992) en la obra "Authors of Plant Names".

Primera página - debe incluir el título, autores, afiliación profesional, financiamiento, autor y dirección para correspondencia, así como título abreviado. El título deberá ser conciso y objetivo, expresando la idea general del contenido del artículo; además, debe ser escrito en negrita con letras mayúsculas utilizadas apenas donde las letras y las palabras deban ser publicadas en mayúsculas.

Segunda página - debe tener un Resumen (incluyendo título en portugués o español), Abstract (incluyendo título en ingles) y palabras clave (hasta cinco, en portugués o español e inglés). Resúmenes y "abstracts" llevan hasta 200 palabras cada uno. El Consejo Editorial puede traducir el "abstract", para hacer el Resumen en trabajos de autores que no tienen fluencia en portugués.

Texto – iniciar en una nueva página de acuerdo con secuencia presentada a seguir: Introducción, Materiales y Métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos y Referencias Bibliográficas. Estas secciones pueden ser omitidas en trabajos relacionados con la descripción de nuevos taxones, cambios nomenclaturales o similares. La sección Resultados puede ser agrupada con Discusión cuando se considere pertinente. Las secciones (Introducción, Material y Métodos etc.) y subtítulos deberán ser escritas en negritas. Las figuras y las tablas se deben numerar en arábigo de acuerdo con la secuencia en que las mismas aparezcan en el texto. Las citaciones de referencias en el texto deben seguir los ejemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para tres o mas autores o (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Las referencias a datos todavía no publicados o trabajos sometidos a publicación deben ser citados conforme al ejemplo: (R.C. Vieira, com. pers. o R.C. Vieira obs. pers.). Cite resúmenes de trabajos presentados en Congresos, Encuentros y Simposios cuando sea estrictamente necesario.

El material examinado en los trabajos taxonómicos debe ser citado obedeciendo el siguiente orden: lugar y fecha de colección, fl., fr., bot. (para las fases fenológicas), nombre y número del colector (utilizando *et al.* cuando existan más de dos) y sigla(s) de lo(s) herbario(s) entre paréntesis, siguiendo el *Index Herbariorum*. Cuando no exista número de colector, el número de registro del espécimen, juntamente con la sigla del herbario, deberá ser citado. Los nombres de los países y de los estados o provincias deberán ser citados por extenso, en letras mayúsculas y en orden alfabética, seguidos de los respectivos materiales estudiados.

Ejemplo:

BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. y fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Para números decimales, use coma en los artículos en Portugués y Español (ejemplo: 10,5 m) y punto en artículos en Ingles (ejemplo: 10.5 m). Separe las unidades de los valores por un espacio (excepto en porcentajes, grados, minutos y segundos).

Use abreviaciones para unidades métricas del Systeme Internacional d'Unités (SI) y símbolos químicos ampliamente aceptados. Las otras abreviaciones pueden ser utilizadas, debiendo ser precedidas de su significado por extenso en la primera mención.

Referencias Bibliográficas - Todas las referencias citadas en el texto deben ser listadas en esta sección. Las referencias bibliográficas deben ser ordenadas en orden alfabético por apellido del primer autor, solo la primera letra debe estar en caja alta, seguido de todos los demás autores. Cuando exista repetición del(los) mismo(s) autor(es), el nombre del mismo deberá ser substituido por una raya; cuando el mismo autor tenga varios trabajos en un mismo año, deberán ser colocadas letras alfabéticas después de la fecha. Los títulos de revistas no deben ser abreviados.

Ejemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite tesis y disertaciones si es estrictamente necesario, o cuando las informaciones requeridas para un mejor entendimiento del texto todavía no fueron publicadas en artículos científicos.

Tablas - deben ser presentadas en blanco y negro, en el formato Word para Windows. En el texto las tablas deben estar siempre citadas de acuerdo con los ejemplos abajo:

"Apenas algunas especies presentan indumento (Tab. 1)..."

"Los resultados de los análisis fitoquímicos son presentados en la Tabla 2..."

Figuras - no deben ser inseridas en el archivo de texto. Someter originales en blanco y negro tres copias de alta resolución para fotos y ilustraciones, que también puedan ser enviadas en formato electrónico, con alta resolución, desde que sean en formato JPG o compatible con *CorelDraw* versión 10. Ilustraciones de baja calidad causaran la devolución del manuscrito. En el caso de envío de las copias impresas la numeración de las figuras, así como, textos en ellas inseridos, deben ser marcados con *Letraset* o similar en papel transparente (tipo mantequilla), pegado en la parte superior de la figura, de manera que al colocar el papel transparente sobre la figura permitiran que los detalles aparezcan en los lugares deseados por el autor. Los gráficos deben ser en blanco y negro, con excelente contraste y gravados en archivos separados en disquete (formato JPG o otro compatible con *CorelDraw 10.*). Las figuras se publican con un de máximo 15 cm de ancho x 22 cm de largo, también serán aceptas figuras del ancho de una columna - 7,2 cm. Las figuras que excedan más de dos veces estas medidas serán devueltas. Es necesario que las figuras digitalizadas tengan al menos 600 dpi de resolución.

En el texto las figuras deben ser siempre citadas de acuerdo con los ejemplos de abajo:

"Evidencia para el análisis de las Figuras 25 y 26...."

"Lindman (Fig. 3) destacó las siguientes características para las especies..."

Después de hacer las correcciones sugeridas por los asesores y siendo aceptado el artículo para publicación, el autor debe enviar la versión final del manuscrito en dos copias impresas y en una copia electrónica. Identifique el disquete con nombre y número del manuscrito.

INSTRUCTIONS TO AUTHORS

Scope

Rodriguésia, issued four times a year by the Botanical Garden of Rio de Janeiro Research Institute (Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro), publishes scientific articles and short notes in all areas of Plant Biology, as well as History of Botany and activities linked to Botanic Gardens. Articles are published in Portuguese, Spanish or English.

Submission of manuscripts

Manuscripts are to be submitted with 3 printed copies and CD-ROM to:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030
Brazil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

The maximum recommended length of the articles is 30 pages, but larger submissions may be published after evaluation by the Editorial Board. The articles are considered by the Editorial Board of the periodical, and sent to 2 referees *ad hoc*. The authors may be asked, when deemed necessary, to modify or adapt the submission according to the suggestions of the referees and the editors.

Once the article is accepted, it will be type-set and the authors will receive proofs to review and send back in 5 working days from receipt. Following their publication, the articles will be available digitally (PDF, AdobeAcrobat) at the site of the Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Guidelines

Manuscripts must be presented in *Microsoft Word* software (vs 6.0 ou more recent), with Times New Roman font size 12, double spaced. Page format must be size A4, margins 2,5 cm, justified (except in the cases explained below), printed on one side only. All pages, except the title page, must be numbered in the top right corner. Capital letters to be used only for initials, according to the language.

Latin words must be in italics (incl. genera and all other categories below generic level), and the scientific names have to be complete (genus, species and author) when they first appear in the text, and afterwards the genus can be abbreviated and the authority of the name suppressed, unless for some reason it may be cause for confusion. Names of authors to be cited according to Brummitt & Powell (1992), "Authors of Plant Names".

First page – must include title, authors, addresses, financial support, main author and contact address and abbreviated title. The title must be short and objective, expressing the general idea of the contents of the article. It must appear in bold with capital letters where relevant.

Second page – must contain a Portuguese summary (including title in Portuguese or Spanish), Abstract (including title in English) and key-words (up to 5, in Portuguese or Spanish and in English). Summaries and abstracts must contain up to 200 words each. The Editorail Board may translate the Abstract into a Portuguese summary if the authors are not Portuguese speakers.

Text – starting on a new page, according to the following sequence: Introduction, Material and Methods, Results, Discussion, Acknowledgements and References. Some of these items may be omitted in articles describing new *taxa* or presenting nomenclatural changes etc. In some cases, the Results and Discussion can be merged. Titles (Introduction, Material and Methods etc.) and subtitles must be in **bold** type. Number figures and tables in 1-10 etc., according with the sequence these occupy within the text. References within the text should be in the following forms: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) for three or more authors or (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996). Unpublished data should appear as: (R. C. Vieira, unpublished). Conference, Symposia and Meetings abstracts should only be cited if strictly necessary.

For Taxonomic Botany articles, the examined material ought to be cited following this order: locality and date of collection, phenology (fl., fr., bud), name and number of collector (using *et al.* when more than two collectors were present) and acronym of the herbaria between brackets, according to *Index Herbariorum*. When the collector's number is not available, the herbarium record number should be cited preceded by the Herbarium's acronym. Names of countries and states/provinces should be cited in full, in capital

letters and in alphabetic order, followed by the material studied, for instance:
BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Decimal numbers should be separated by comma in articles in Portuguese and Spanish (e.g.: 10,5 m), full stop in English (e.g.: 10.5 m). Numbers should be separated by space from the unit abbreviation, except in percentages, degrees, minutes and seconds.

Metric units should be abbreviated according to the Systême Internacional d'Unités (SI), and chemical symbols are allowed. Other abbreviations can be used as long as they are explained in full when they appear for the first time

References – All references cited in the text must be listed within this section in alphabetic order by the surname of the first author, only the first letter of surnames in upper case, and all other authors must be cited. When there are several works by the same author, the surname is substituted by a long dash; when the same author publishes more than one work in the same year, these should be differentiated by lower case letters suffixing the year of publication. Titles of papers and journals should be in full and not abbreviated.

Examples:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

______. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

MSc and PhD thesis should be cited only when strictly necessary, if the information is as yet unpublished in the form of scientific articles.

Tables – should be presented in black and white, in the same software cited above. In the text, tables should be cited following in the examples below:

"Only a few species present hairs (Tab. 1)..."

"Results to the phytochemical analysis are presented in Table 2..."

Figures (must not be included in the file with text) - submit originals in black and white high good quality copies for photos and illustrations, or in electronic form with high resolution in format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw* 10. Scripts submitted with low resolution or poor quality illustrations will be returned to the authors. In case of printed copies, the numbering and text of the figures should be made on an overlapping sheet of transparent paper stuck to the top edge of the plates, and not on the original drawing itself. Graphs should also be black and white, with good contrast, and in separate files on disk (format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw 10*). Plates should be a maximum of 15 cm wide x 22 cm long for a full page, or column size, with 7,2 cm wide and 22 cm long. The resolution for grayscale images should be 600 dpi.

In the text, figures should be cited according to the following examples:

"It is made obvious by the analysis of Figures 25 and 26...."

"Lindman (Fig. 3) outlined the following characters for the species..."

After adding modifications and corrections suggested by the two reviewers, the author should submit the final version of the manuscript electronically plus two printed copies.

ISSN 0370-6583

Rodriguésia

Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro

Volume 59 Número 2 2008

Rodriguésia
Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro
Volume 59 Número 2 2008
FUNDAÇÃO BIBLIOTECA NACIONAL
RIO DE JANEIRO
SciELO/JBRJ

INSTITUTO DE PESQUISAS
JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO
Rua Jardim Botânico 1008 - Jardim Botânico - Rio de Janeiro - RJ - CEP 22460-180

ISSN 0370-6583

Indexação:
e-Journals
Index of Botanical Publications (Harvard University Herbaria)
Latindex
Referativnyi Zhurnal
Review of Plant Pathology
Ulrich's International Periodicals Directory

Edição eletrônica:
http://rodriguesia.jbrj.gov.br

Rodriguésia
A Revista Rodriguésia publica artigos e notas científicas em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Ficha catalográfica:

Rodriguésia: revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. -- Vol.I, n.1 (1935) - .- Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1935-

v. : il. ; 28 cm.

Trimestral
Inclui resumos em português e inglês
ISSN 0370-6583

I. Botânica I. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro

CDD - 580
CDU - 58(01)

Editoração
Carla Molinari
Simone Bittencourt

Capa
Simone Bittencourt

Edição on-line
Renato M. A. Pizarro Drummond

Editorial

É com grande satisfação que publicamos mais este número da Rodriguésia no mês em que o Jardim Botânico do Rio de Janeiro completa seus 200 anos. Frei Leandro, Barbosa Rodrigues, Alberto Löefgren, Adolpho Ducke, Campos Porto, Edmundo Pereira, João Geraldo Kuhlmann, Raulino Reitz, Adalto Milanez, Raul Machado, Apparicio Duarte, Alexander Brade, Graziela Barroso e Dimitri Sucre são exemplos de cientistas que passaram por essa Instituição, cada um deles acrescentando algo de novo e importante no campo da botânica. E muitas vezes a Rodriguésia foi o veículo escolhido por vários deles como meio de divulgação de seus trabalhos.

Além do marco histórico, 2008 também é um momento de renovação nos quadros da Rodriguésia, com o ingresso de Alessandro Rapini, André Mantovani, Giselda Durigan, Karen Lucia Gama De Toni, Marccus Vinicius Alves, Nivaldo Peroni e Tânia Wendt como Editores. Ao mesmo tempo que damos as boas vindas aos novos membros, desejando-lhes força para um bom trabalho, agradecemos àqueles que cumpriram seus mandatos – Vidal de Freitas Mansano, Ary Teixeira de Oliveira Filho e Montserrat Rios Almeida – e que muito contribuíram para o crescimento da revista.

Neste número apresentamos 14 trabalhos, que vão desde a anatomia, fenologia, inventários de algas e musgos até a descrição de novas espécies e floras de Unidades de Conservação. Os mais de 60% dos artigos oriundos de outras instituições indicam que estamos consolidando a vocação da Rodriguésia como meio para a publicação científica em Botânica no Brasil, cumprindo um valoroso trabalho para o conhecimento da biodiversidade brasileira.

Rafaela Campostrini Forza
Editora-chefe

André Mantovani
Editor-assistente

Sumário/Contents

Estudos taxonômicos da tribo Tecomeae (Bignoniaceae) no Parque Nacional do Itatiaia, Brasil / Taxonomic studies in the tribe Tecomeae (Bignoniaceae) in the Itatiaia National Park, Brazil
Pedro Habibe Pereira & Vidal de Freitas Mansano 265

Efeito do gradiente de salinidade na taxa fotossintética de *Polysiphonia subtilissima*, *Cladophora vagabunda* e *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa* na Lagoa Rodrigo de Freitas, Rio de Janeiro, Brasil / Effect of salinity gradient on photosynthetic rate of Polysiphonia subtilissima; *Cladophora vagabunda* and *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa* at Rodrigo de Freitas Lagoon, Rio de Janeiro, Brazil
Rafael R. Loureiro & Renata P. Reis 291

Distribuição espacial, fenologia da floração e síndrome floral de espécies de Bignonieae (Bignoniaceae) / Spatial distribution, flowering phenology and floral syndrome of Bignonieae species (Bignoniaceae)
Veridiana Vizoni Scudeller, Milene Faria Vieira & Rita Maria de Carvalho-Okano 297

Diatomáceas em sedimentos superficiais na planície de maré da Praia de Itupanema, estado do Pará, Amazônia / Diatoms on surface sediments of tidal plain, Itupanema Beach, Pará State, Amazon
Fábio Campos Pamplona Ribeiro, Cristina do Socorro Fernandes de Senna & Lezilda Carvalho Torgan 309

Diatomáceas epilíticas em riacho de altitude no sul do Brasil / Epilithic diatoms from a high-altitude stream in southern Brazil
Fabiana Schneck, Lezilda Carvalho Torgan & Albano Schwarzbold 325

Uma nova espécies de *Ocotea* (Lauraceae) para o estado do Espírito Santo, Brasil /A new species of *Ocotea* (Lauraceae) from Espírito Santo State, Brasil
Alexandre Quinet 339

Stylogyne (Myrsinaceae) do estado do Rio de Janeiro, Brasil / *Stylogyne* (Myrsinaceae) of the state of Rio de Janeiro, Brazil
Tatiana Tavares Carrijo & Maria de Fátima Freitas 343

Musgos (Bryophyta) da microrregião do Salgado Paraense e sua utilização como possíveis indicadores de ambientes perturbados / Mosses (Bryophyta) of the micro-region of Salgado Paraense and its use as possible indicators of disturbed ambient
Rita de Cássia Pereira dos Santos & Regina Célia Lobato Lisboa 361

Aspectos anatômicos de espécies simpátridas de *Mandevilla* (Apocynaceae) ocorrentes em inselbergues de Pernambuco – Brasil / Anatomical aspects of sympatric species of *Mandevilla* (Apocynaceae) from inselbergs in Pernambuco – Brazil
Shirley Martins & Marccus Alves 369

Melastomataceae no Parque Nacional do Itatiaia, Sudeste do Brasil: tribos Bertolonieae e Merianieae / Melastomataceae in the Itatiaia National Park, Southeastern Brazil: tribes Bertolonieae e Merianieae
Felipe Fajardo Villela A. Barberena, José Fernando A. Baumgratz & Berenice Chiavegatto 381

Caraipa andina (Clusiaceae), a new species from the Venezuelan Andes, and its biogeographical implications / *Caraipa andina* (Clusiaceae), uma nova espécie para os Andes da Venezuela e suas implicações biogeográficas
Gerardo A. Aymard C. & Lisa M. Campbell 393

Um novo nome em *Conyza* (Asteraceae – Astereae) / A new name for *Conyza* (Asteraceae – Astereae)
Aristônio M. Teles & João Renato Stehmann 399

The *Guatteria* group disentangled: sinking *Guatteriopsis*, *Guatteriella*, and *Heteropetalum* into *Guatteria* / O grupo *Guatteria* desvendado: fundindo *Guatteriopsis*, *Guatteriella* e *Heteropetalum* em *Guatteria*
Roy H. J. Erkens & Paul J. M. Maas 401

Sinopse do gênero *Phyllanthus* (Phyllanthaceae) no Nordeste do Brasil / Synopsis of the genus *Phyllanthus* (Phyllanthaceae) from Northeastern Brazil
Marcos José da Silva & Margareth Ferreira de Sales 407

Estudos taxonômicos da tribo Tecomeae (Bignoniaceae) no Parque Nacional do Itatiaia, Brasil

Pedro Habibe Pereira[1,2] & *Vidal de Freitas Mansano*[2,3]

Resumo

(Estudos taxonômicos da tribo Tecomeae (Bignoniaceae) no Parque Nacional do Itatiaia, Brasil) Este trabalho tem como objetivo um estudo taxonômico da tribo Tecomeae (Bignoniaceae) no Parque Nacional do Itatiaia. O Parque está localizado na Região Sudeste do Brasil e apresenta ampla variação do gradiente altitudinal e por conseqüência grande diversificação de formações vegetacionais, caracterizando-se como uma área de grande diversidade biológica. A tribo Tecomeae está representada na área por 13 espécies, distribuídas em quatro gêneros: *Tabebuia* com seis espécies, *Jacaranda* com cinco espécies, *Cybstax* e *Sparattosperma*, ambos com uma espécie. São apresentadas chaves para identificação dos táxons, descrições, ilustrações e comentários sobre distribuição geográfica.

Palavras-chave: florística, *Tabebuia*, *Jacaranda*, *Cybistax*, *Sparattosperma*, taxonomia.

Abstract

(Taxonomic studies in the tribe Tecomeae (Bignoniaceae) in the Itatiaia National Park, Brazil) This manuscript presents a taxonomic study of the tribe Tecomeae (Bignoniaceae) in the Itatiaia National Park, located in Southeastern Brazil. The studied site has a wide ranging altitudinal gradient and consequently great diversification of vegetation formations and high biological diversity. The tribe Tecomeae is represented by 13 species, distributed in four genera: *Tabebuia* with six species, *Jacaranda* with five species, *Cybstax* and *Sparattosperma*, both with one species. Keys to identify the taxa, descriptions, illustrations and geographical distribution data are presented.

Key words: floristics, *Tabebuia*, *Jacaranda*, *Cybistax*, *Sparattosperma*, taxonomy.

Introdução

Bignoniaceae é composta por sete tribos, cerca de 100 gêneros e 860 espécies (Fischer *et al.* 2004), distribuídas principalmente nas regiões tropicais e subtropicais do planeta, sendo especialmente diversa na América do Sul (Judd *et al.* 2002). Segundo APG (2003) esta família está inserida em Lamiales sendo proximamente relacionada a Verbenaceae e Acanthaceae.

Estudos filogenéticos (Spangler & Olmstead 1999) constataram que a família é monofilética, com base em dados moleculares, apresentando como sinapomorifas morfológicas duas protuberâncias placentais distintas, conduzidas para as várias fileiras de óvulos e ausência de endosperma na semente madura. Com base em estudos em seqüências dos genes *rbc*L e *ndh*F do DNA do cloroplasto, ficou demonstrado que, das sete tribos reconhecidas dentro da família, somente Tecomeae é parafilética (Spangler & Olmstead 1999). Tecomeae é a segunda maior tribo de Bignoniaceae e inclui cerca de 34% das espécies da família encontradas no Novo Mundo (Gentry 1992). Estas espécies estão distribuídas em 20 gêneros, nove destes encontrados no Brasil, sendo *Tabebuia* e *Jacaranda* os mais diversos (Gentry 1992). Segundo Gentry (1992), os gêneros subordinados a esta tribo são geralmente arbóreos ou arbustivos. As folhas são opostas, raro alternas, compostas, digitadas, pinadas, bipinadas ou simples. A inflorescência pode ser terminal ou axilar, em tirso, tirsóide, botrióide, bótrio ou mônade quando reduzida a uma só flor. O cálice é cupular, espatáceo e campanulado, com cinco lobos. O androceu apresenta quatro estames didínamos (raramente apenas dois estames) e um estaminódio; os grãos de pólen são simples ou em tétrades. O ovário é bilocular, com duas placentas axiais em cada lóculo; o disco nectarífero é subovariano, largo e conspícuo. O fruto é capsular, com deiscência perpendicular ao septo.

Brade (1956) fez um excelente estudo sobre a Flora do Paque Nacional do Itatiaia, oferecendo

Artigo recebido em 03/2007. Aceito para publicação em 04/2008.

[1]Parte da Dissertação de Mestrado do primeiro autor do Programa de Pós-graduação do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
[2]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, DIPEQ, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[3]Autor para correspondência: vidal@jbrj.gov.br

listagem para diversas famílias e ainda apresentando uma classificação das vegetações em diferentes níveis altitudinais. Para Tecomeae, Brade (1956) encontrou quatro gêneros: *Cybistax*, *Jacaranda*, *Sparattosperma* e *Tabebuia*, porém o mesmo não elaborou uma listagem a nível específico. O tratamento de Gomes Jr. (1957) para o Parque é um pouco mais completo, citando nove espécies nativas e duas exóticas, porém, muitos dos nomes por ele propostos foram alterados subsequentemente para *Tecoma capensis*, *T. stans*, *Jacaranda puberula*, *Sparattosperma leucanthum*, *Tabebuia serratifolia*, *T. chrysotricha*, *T. heptaphylla* e *T. vellosoi*.

O objetivo deste trabalho é apresentar as espécies de Tecomeae acompanhadas de descrições, chaves de identificação, ilustrações e comentários taxonômicos e biogeográficos.

Material e Métodos

Área de estudo

O Parque Nacional do Itatiaia (Itatiaia do Tupi "penhasco cheio de pontas") – PNI, foi criado através do Decreto Federal nº 1.713, de 14 de junho de 1937 (IBDF 1982), com objetivo de preservar parte do patrimônio biológico da Serra da Mantiqueira. Localiza-se na Região Sudeste do Brasil, mais especificamente entre o sudoeste do estado do Rio de Janeiro, nos municípios de Resende e Itatiaia, e o sul do estado de Minas Gerais, abrangendo os municípios de Alagoa, Bocaina de Minas e Itamonte (22°16'–22°28'S e 44°34'–44°42'W), com uma área de cerca de 30.000 hectares (IBAMA 2007; FBDS 2000) (Fig. 1).

O Parque Nacional do Itatiaia está implantado sobre rochas do embasamento cristalino, de idade pré-cambriana, rochas intrusivas alcalinas dos maciços de Itatiaia e Passa Quatro, do Cretáceo Superior, sedimentos terciário-quaternários da bacia de Resende, e sedimentos aluvionares e coluvionares quaternários (FBDS 2000). Na área do Parque, ocorrem os seguintes tipos de rocha: gnaisses, nefelina-sienitos-foiaitos, quartzo sienitos, granito alcalino, brecha

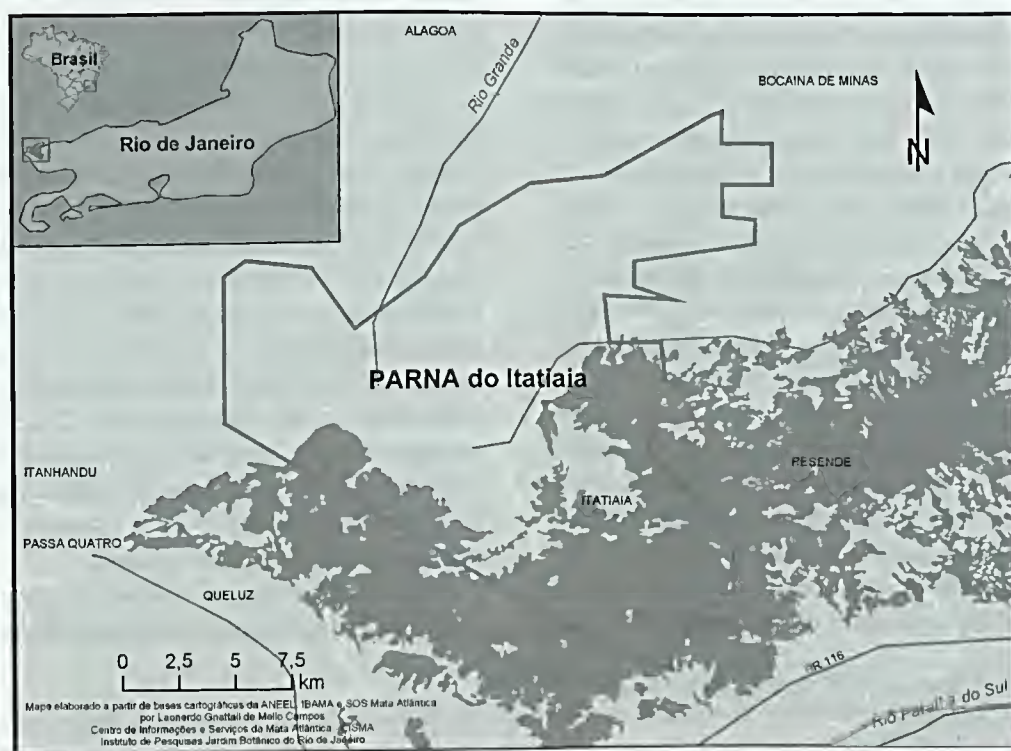



Figura 1 – Mapa de localização do Parque Nacional do Itatiaia: à esquerda e no topo vemos o mapa do Brasil e o estado do Rio de Janeiro destacando a área do Parque; em destaque vemos os limites do mesmo entre os estados do Rio de Janeiro e Minas Gerais.

magmática, sedimentos coluvionares e sedimentos aluvionares (FBDS 2000).

O maciço do Itatiaia aloja a nascente do Rio Grande que, após se juntar ao rio Paranaíba, no Triângulo Mineiro, forma o rio Paraná, constituindo assim o eixo da segunda maior bacia hidrográfica da América do Sul. Abriga, ainda, as nascentes de importantes afluentes do Rio Grande, como o Aiuruoca e o Verde, além das nascentes do Rio Preto, que serve de limite entre os estados de Minas Gerais e Rio de Janeiro naquela região (Pereira *et al.* 2006; MA-IBDF & FBCN 1982; Brade 1956).

A vegetação de Itatiaia apresenta uma clara diferenciação de acordo com o nível altitudinal e várias propostas, como a de Oliveira-Filho & Fontes (2000), podem ser seguidas para classificar as formações lá encontradas, porém o mesmo não abrange todas as fitofisionomias do Parque e os padrões apresentados no trabalho de Segadas-Vianna (1965) são mais específicos para a área e são os utilizados em trabalhos da área como o de Morim (2006). Segundo Segadas-Vianna (1965), a vegetação do Itatiaia foi descrita pela primeira vez por Ule, em 1895, em três principais níveis: a região baixa, até 600 metros de altitude; a região de floresta de 600 a 1.700 metros de altitude; e a região de campos, em altitudes superiores a 2.000 metros, sendo esta subdividida em cinco sub-regiões. Brade (1956) reconheceu: a mata higrófila tropical e subtropical, para a região baixa do Itatiaia; a mata de transição da região mais elevada, na faixa entre 1.200 e 1.800 metros de altitude; a região de Araucária, entre 1.600 e 2.300 metros de altitude, caracterizada pela distribuição descontínua de indivíduos de *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze; e a vegetação do planalto acima de 2.000 metros de altitude. Segadas-Vianna (1965) definiu a vegetação com base em faixas altimétricas caracterizadas, na maioria das vezes, pelas espécies vegetais e animais, consideradas exclusivas dos andares de vegetação. Os 'andares de vegetação' estabelecidos por Segadas-Vianna (1965) abrangeram cinco faixas altimétricas: planície de 400 a 700 metros de altitude; montanha inferior de 700 a 1.100 metros de altitude; montanha média 1.100 a 1.700 metros de altitude; montanha superior de 1.700 a 2.000 metros de altitude; planalto de 2.000 a 2.400 metros de altitude e cumes de 2.400 a 2.770 metros de altitude.

Levantamento e análise do material

Foram realizadas consultas aos herbários CESJ, GUA, HB, R, RB, RBR, RUSU, SP, SPF e UEC (siglas de acordo com Holmgren & Holmgren 1998), e também foram realizadas coletas no Parque durante junho de 2003 até março de 2006. A identidade das espécies foi estabelecida por meio de chaves de identificação, com base principalmente nos trabalhos de Gentry (1992) e de Lohmann & Pirani (1996, 1998, 2003), com comparações de tipos e demais materiais depositados nos diferentes herbários e com descrições e diagnoses existentes em literatura especializada. Foi utilizado material adicional quando necessário para um melhor entendimento dos táxons e também para algumas ilustrações. As espécies com algum grau de ameaça segundo os critérios da IUCN (2006) são destacadas no texto.

Resultados e Discussão

O Parque Nacional do Itatiaia apresenta 13 espécies de Tecomeae Endl., distribuídas em quatro gêneros: *Tabebuia* com seis espécies, *Jacaranda* com cinco espécies, *Cybistax* e *Sparattosperma*, ambos com uma espécie.

Chave para a identificação das espécies de Tecomeae ocorrentes no Parque Nacional do Itatiaia

1. Folhas bipinadas, fruto aplanado-elíptico, estaminódio maior que os estames .... (*Jacaranda*)
   2. Foliólulos com margem inteira, eixo da inflorescência < 19 cm compr.
      3. Folhas com 8–10 pinas .... 2.1. *J. caroba*
      3'. Folhas com 13–15 pinas .... 2.2. *J. crassifolia*

2'. Foliólulos com margem denteada ou raro inteira, se inteira eixo da inflorescência ≥ 19 cm compr.
4. Eixo da inflorescência 19–22,5 cm, foliólulos elíptico-rômbicos .... 2.5. *J. subalpina*
4'. Eixo da inflorescência 9,5–15,5 cm, foliólulos elípticos ou oblongos.
5. Foliólulos discolores, margem conspicuamente denteada e revoluta .... 2.4. *J. pulcherrima*
5'. Foliólulos concolores, margem levemente denteada e não revoluta .... 2.3. *J. puberula*

1'. Folhas palmadas, fruto achatado-oblongo ou cilíndrico-linear, estaminódio menor quc os estames
6. Flores com corola verde, fruto oblongo .... 1.1. *Cybistax antisyphilitica*
6'. Flores com corola amarela, roxa ou alva, fruto cápsula cilíndrico–linear.
7. Cálice tubular-espatáceo com ápice bilobado, sementes com alas fragmentadas em franjas semelhantes a tricomas .... 3.1. *Sparattosperma leucanthum*
7'. Cálice não espatáceo 3–5 denteado, sementes aladas, alas não fragmentadas .... (*Tabebuia)*
8. Flores com corola roxa .... 4.3. *T. heptaphylla*
8'. Flores com corola amarela.
9. Face abaxial dos folíolos glabra; cálice esparsamente indumentado .... 4.5. *T. serratifolia*
9'. Facc abaxial dos folíolos indumentada; cálice densamente indumentado
10. Margem foliolar serreada .... 4.6. *T. vellosoi*
10'. Margem foliolar inteira ou raro levemente denteada ou levemente ondulada.
11. Flores sésseis .... 4.2. *T. chrysotricha*
11'. Flores com pedicelo 0,7–1,5 cm.
12. Folíolos obovados, ápice arredondado, margem inteira .... 4.4. *T. ochracea* ssp. *ochracea*
12'. Folíolos elípticos, ápice agudo a cuspidado, margem ondulada .... 4.1. *T. alba*

1. *Cybistax* Mart. *ex* Meisn.

1.1. *Cybistax antisyphilitica* (Mart.) Mart., Syst. Mat. Med. Veg. Bras. p 66. 1843.
Fig. 2

Árvore, 4,5 m alt.; ramos cilíndricos, estriados, glabros. Folhas palmadas, 5-folioladas; pecíolo 8,7–13,9 cm, cilíndrico, glabro; peciólulos 1,2–2,1 cm, cilíndrico-achatados, glabros; folíolos 6,3–11,6 × 2,8–4,4 cm, elíptico-obovados, tomentosos na margem das nervuras principais e secundárias, ápice acuminado a cuspidado, base cuneada a atenuada, margem serreada. Inflorescência tirsóide, terminal, eixo 3,9–5,7 cm; brácteas 5 – 7 mm, pubescentes; bractéolas 3 – 4 mm, pubescentes; pedicelo 2–3 mm, cilíndrico-achatado. Cálice 5-denteado, 1,2–1,4 × 0,9–1 cm, campanulado, pubescente; corola verde, campanulada, 5-lobada, lobos 7–8 mm, tubo 3,5–6 cm; filetes 1,8–3 cm; anteras 1–3 mm; ovário 0,2–1 cm, glabro; estilete 3,5 cm, estigma 1 mm larg., glabro. Cápsula 15,5–16,9 × 4,5–4,6 cm, achatado-oblonga, glabra; sementes 0,9–1 cm, aladas.

Material examinado: RIO DE JANEIRO: Resende, Estrada Resende Formoso, a ca. 20 km de Resende, 18.III.1993, *J. R. Pirani & R. Mello Silva 2909* (NY, SPF); Rio de Janeiro, Morro da Chácara do Céu, 28.VIII.1968, *D. Sucre 3312* (RB); Horto Florestal, 2.II.1934, s.c. 19 (RB 82219); Nova Iguaçu, REBIO do Tinguá, estrada para sede, 30.IV.1996, *P. R. Farág & Valter 234* (RB).

Encontrada no Brasil extra-amazônico e atingindo o Paraguai, Bolívia, norte da Argentina e regiões secas dos Andes peruanos, em altitudes de até 2.000 ms.m. Gentry (1992). Foi detectada para o PNI no trabalho de Gomes Jr. (1957), onde o mesmo mencionou a coleção de *Porto 2627* dentro dos limites do PNI, no entanto este material não foi encontrado em nenhum herbário consultado. Outro fator que contribui para

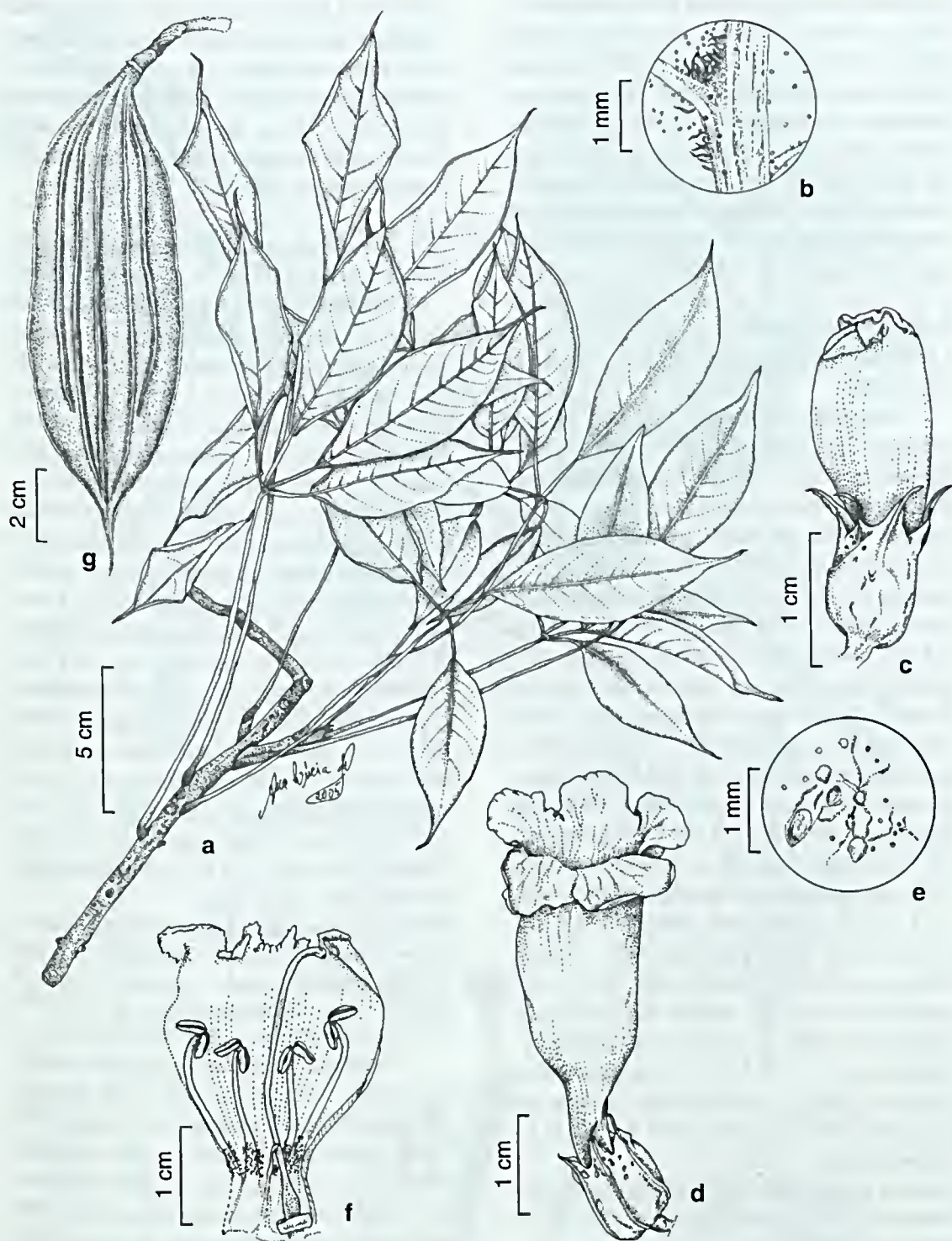



Figura 2 – *Cybistax antisyphilitica* – a. ramo (*Farág 234*); b. detalhe da nervura da face abaxial folíolo com indumento (*Sucre 3312*); c. botão floral; d. flor; e. detalhe das glândulas presentes no cálice; f. corola aberta evidenciando gineceu e androceu (c-e RB 82219); g. fruto. (*Farág 234*).

acreditarmos na ocorrência da mesma para o PNI é a coleta *Pirani & Mello Silva 2909* para o município de Resende em uma área próxima aos domínios do PNI. No Centro de Visitantes do Parque Nacional do Itatiaia, existe a exposição de um exemplar de *Cybistax* em fruto, porém sem nenhuma informação referente à coleta. Mesmo sem certeza absoluta da ocorrência da espécie na área, optamos por incluí-la no presente tratamento.

2. *Jacaranda* Juss.

2.1. *Jacaranda caroba* (Vell.) DC., Prodr. 9: 232. 1845. Fig. 3

Arvoreta ou arbusto, 3 m alt.; ramos estriados, glabros, com lenticelas. Folhas bipinadas, com 8–10 pinas, 7–15 foliólulos por pina; raque canaliculada, 7,2–10,5 cm, glabra, pecíolos 4, 5,8 cm, canaliculados, levemente tomentosos; peciólulo reduzido; foliólulos simétricos 2,2–4,8 × 0,8–1,6 cm, com distinção entre os foliólulos da base e do ápice, sendo os da base obovados e os do ápice oblanceolados, densamente tomentosos somente nas nervuras da face adaxial, ápice obtuso a agudo, base cuneada, margem inteira. Inflorescência tirsóide, terminal ou axilar, eixo 9,7–13,6 cm, cilíndrico, pubescente; brácteas e bractéolas caducas; pedicelo 0,3–0,5 cm. Cálice vináceo, 0,8 × 0,4 cm, cupular, pubescente; corola tubular-campanulada, arroxeada, tubo 2,6–4,8 × 1,1–1,6 cm, pubescente, lobos 0,7–0,9 cm, pubescentes; filetes 0,8–2,1 cm, anteras ditecas, 0,1–0,3 cm; estaminódio 2,4–4 cm, glandular-tomentoso; ovário 0,3 × 0,2 cm, glabro, estilete 1,6–2,9 cm, estigma 0,1 cm larg. Cápsula 4,6–3,2 × 5,9–3,6 cm, aplanado-elíptica, glabra, com margem plana ou levemente ondulada; sementes 1,4–1,6 × 0,3–0,4 cm, aladas.

Material examinado: MINAS GERAIS: Parque Nacional do Itatiaia, Monte Serrat, 14.II.1941, *W. D. Barros 207* (RB).

Material adicional: RIO DE JANEIRO: Itatiaia, estrada Presidente Dutra km 153, 28.II.1963, *S. Andrade 96* (RB).

Comum no cerrado nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Goiás e Distrito Federal, entre 600–1.600 ms.m. (Gentry 1992). Segundo Lohmann & Pirani (1996) esta espécie distribui-se da Bahia ao Paraná. A detecção desta para o Parque amplia o padrão de distribuição apresentado por Gentry (1992), que acredita tratar-se de táxon exclusivo do cerrado, uma vegetação não representada no Parque.

2.2. *Jacaranda crassifolia* Morawetz, Pl. Syst. Evol. 132: 339. 1979. Fig. 4

Arbusto, 8–12 m alt.; ramos cilíndricos, tomentosos. Folhas bipinadas, com 13–15 pinas, 7–9 foliólulos por pina; raque cilíndrica, 17,5–20,2 cm, glabra, pecíolos 8,3–32 cm, cilíndricos, levemente tomentosos; peciólulo 1,4 cm, cilíndrico; foliólulos fortemente assimétricos, 2,2–3,6 × 1–1,2 cm, elíptico-rômbicos, tomentosos apenas nas nervuras da face abaxial, esparso-tomentosos na face adaxial, ápice acuminado e base cuneada, margem inteira. Inflorescência panícula terminal, eixo 11–17 cm, glabro; brácteas e bractéolas caducas; pedicelo 0,5 cm. Cálice arroxeado, 0,6–0,8 cm, infundiliforme, tomentoso; corola infundiliforme, roxa, tubo ca. 3,5 × 0,9 cm, tomentoso, lobos 0,7 × 0,1 cm, glabro; filetes 1,7 × 0,1 cm, anteras ditecas, 0,1 × 0,8 cm; estaminódio ca. 2,9 cm, glandular-pubescente; ovário 0,4 × 0,3 cm, glabro, estilete 1,8 cm, estigma 0,1 cm larg. Cápsula, 5,4–6 × 3,7–3,8 cm, aplanado-elíptica, sementes não observadas.

Material examinado: RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, 12.VIII.1940, *W. D. Barros 13* (RB); Resende, Parque Nacional do Itatiaia, 4 km NW of city of Itatiaia, 500 m, 15.VIII.1978, *Gottsberger & Morawetz 31-15878* (RB, MO).

Endêmica do Parque Nacional do Itatiaia, encontrada entre 500 a 1.000 m de altitude. Apresenta foliólulos assimétricos. Gentry (1992) sugere a possibilidade desta espécie hibridizar com *J. macrantha*. Não foi recoletada há mais de 20 anos e isto pode sugerir uma alta raridade ou ainda o declínio da população deste táxon na área. Segundo os critérios da IUCN (2006) esta espécie se enquadra na categoria de Criticamente em Perigo (CR), pois apresenta distribuição restrita e há pouquíssimos registros deste táxon nos herbários consultados.

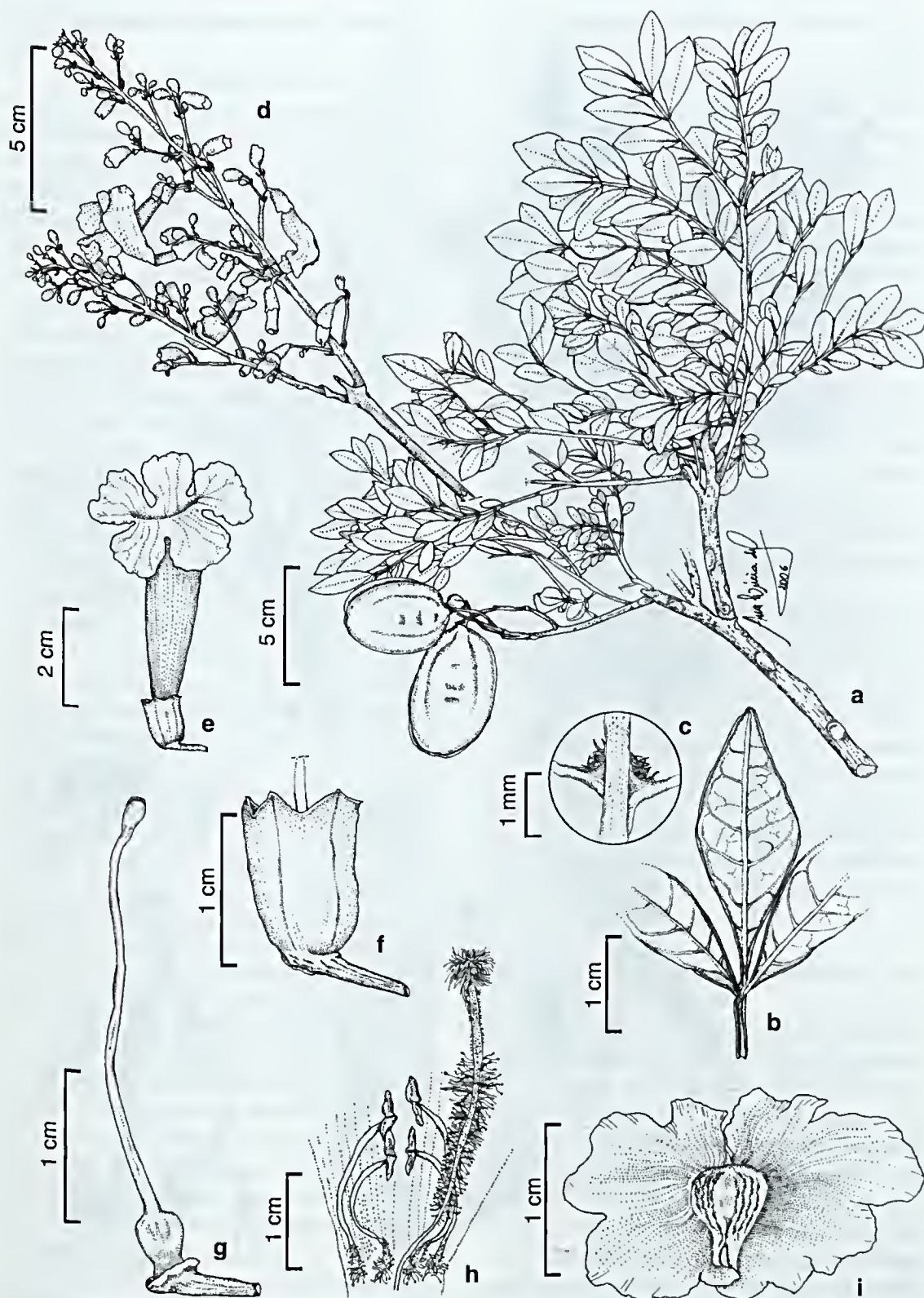



Figura 3 – *Jacaranda caroba* – a. ramo com flores e frutos; b. detalhe do foliólulo terminal; c. detalhe do indumento da face abaxial; d. inflorescência; e. flor; f. detalhe do cálice; g. detalhe do gineceu; h. estames e estaminódio; i. semente (*Barros 207*).

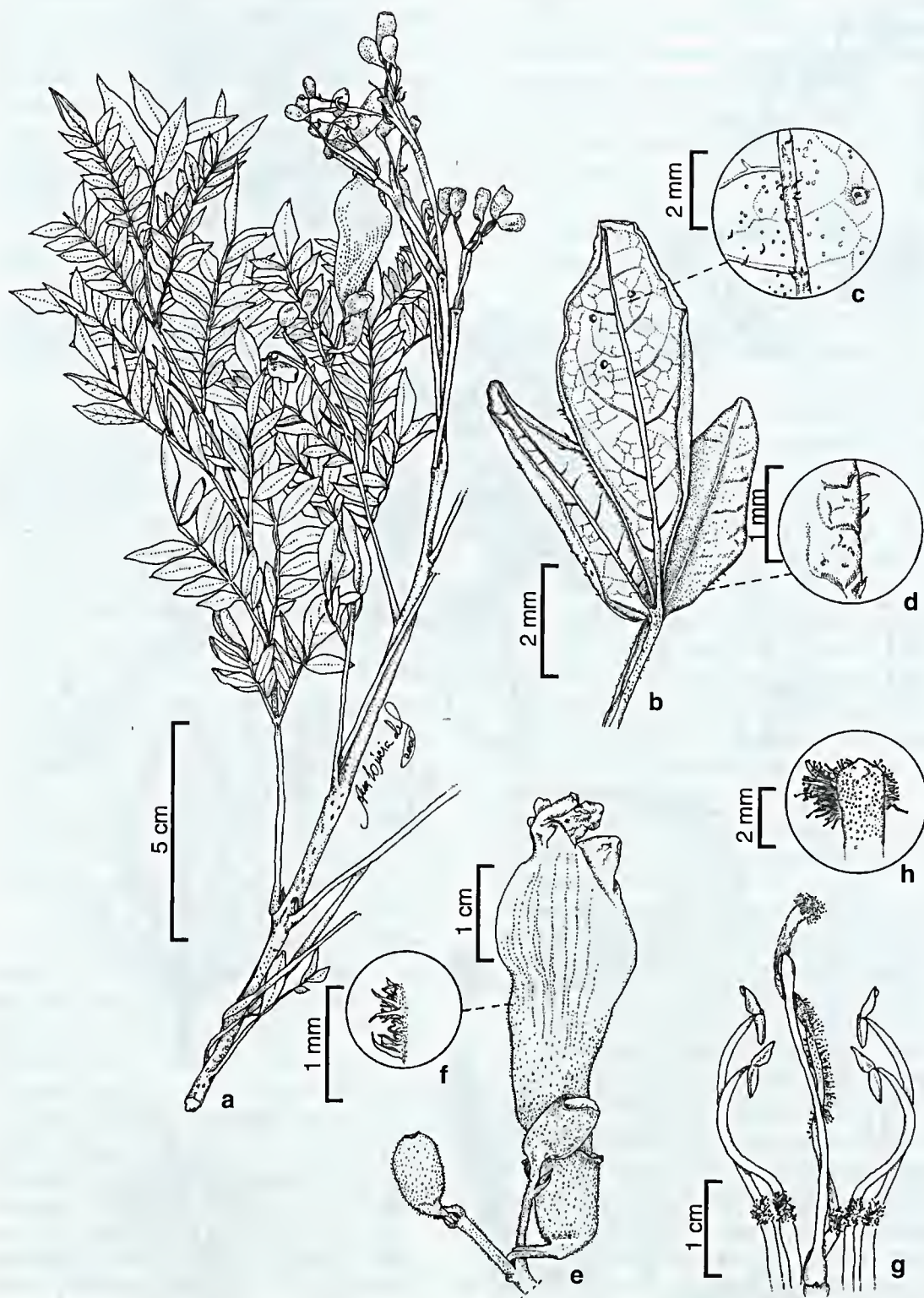



Figura 4 – *Jacaranda crassifolia* – a. ramo com flores; b. detalhe do foliólulo; c. detalhe do indumento da face abaxial; d. detalhe do indumento da margem adaxial do foliólulo; e. botões florais e flor; f. detalhe do indumento da face externa da corola; g. estames, estaminódio e gineceu; h. detalhe do ápice do estaminódio (*Barros 13*).

2.3. *Jacaranda puberula* Cham., Linnaea 7: 550. 1832. Fig. 5

Arvoreta de 3 m até árvores de ca. 10 m alt.; ramos estriados, pubescentes, com lenticelas. Folhas bipinadas, 9–15 pinas, 4–17 foliólulos por pina; raque canaliculada, 12–22,5 cm, tomentosa, pecíolos 4–7,8 cm, canaliculados, pubescentes; peciólulo 0,4–0,7 cm, canaliculado; foliólulos simétricos, 1,2–3,2 × 0,4–1,4 cm, elípticos, glabros na face adaxial e esparsamente pubescentes e com tricomas glandulares na face abaxial, ápice agudo a obtuso, base cuneada a obtusa, margem denteada. Inflorescência tirsóide terminal, eixo 9,5 cm, canaliculado, pubescente; brácteas 0,4–0,6 × 0,1 cm; bractéolas 0,3 × 0,1 cm; pedicelo 0,2–0,3 cm. Cálice vináceo, 1,1 × 0,7 cm, cupular, tomentoso; tubo 1,9–3 cm; corola campanulada, tubo 3,9–4,9 × 1,2–1,9, tomentoso e com tricomas glandulares, lobos 3–6 × 1–3 mm; filetes 1,5–2,3 × 0,1 cm; anteras ditecas, ca. 3 mm; estaminódio 3,2 cm, gladuloso-pubescente; ovário 0,3 × 0,2 cm, glabro, estilete 2,7 cm, estigma 0,1 cm larg. Cápsula 2,8–4,9 × 1,8–3 cm, aplanado-elíptica, glabra, margem plana; sementes não observadas.

Material examinado: MINAS GERAIS: Itamonte, Parque Nacional do Itatiaia, 22°15';22°28'S e 44°34'; 44°45'W, 29.VIII.2001, *S. J. Silva Neto et al. 1449* (RB); Monte Serrat, 850 ms.m., na margem do lago, 28.X.1941, *W. D. Barros 428* (RB). RIO DE JANEIRO: Itatiaia, lote 13, 17.IX.1953, *J. J. Sampaio 35* (RB); 22° 15'; 22° 28' S e 44° 34' 44° 45' W, Lago Azul, 650 ms.m., 18.I.1995, *M. R. Carrara et al. 23* (RB).

Material adicional: MINAS GERAIS: Itamonte, estrada para Morro Grande, 22°14'27,9"S, 44°46'28,2"W, 5.XII.2006, *V. F. Mansano & R. Marquete 06-319* (RB). RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Estrada Presidente Dutra km 153, 28.VI.1963, *S. Andrade s.n.* (RB 445512).

Amplamente dispersa pela mata atlântica, do Rio Grande do Sul até Bahia, Pernambuco e Ceará com registros na região de Misiones, na Argentina e no Brasil. Ocorre em florestas de araucárias, florestas litorâneas 'sempre verdes', florestas semidecíduas, florestas montanas e cerrado, em altitudes de 0 a 1.300 m (Gentry 1992). Foi encontrada nos arredores do Parque, a 1.369 ms.m. na mata de transição segundo o conceito de Brade (1956), sendo caracterizada por uma formação com vegetação mais baixa.

2.4. *Jacaranda pulcherrima* Morawetz, Pl. Syst. Evol. 132: 337. 1979. Fig. 6

Arbusto, 1,5 m alt., ramos achatados, tomentosos com lenticelas. Folhas bipinadas, com 13–19 pinas, 7–27 foliólulos por pina, raque cilíndrica, 17,6–19,1 cm, tomentosa, pecíolos 4,1–10,4 cm, cilíndricos; peciólulos reduzidos; foliólulos discolores, simétricos, 1,3–2,8 × 0,4–0,9 cm, oblongos, tomentosos em ambas as faces, ápice agudo, base atenuada, margem conspicuamente denteada e revoluta. Inflorescência panícula terminal, eixo 12,8–15,5 cm, tomentoso, brácteas e bractéolas caducas; pedicelo 0,4–0,7 cm. Cálice acinzentado, ca. 1 × 0,5 cm, cupular, tomentoso; corola roxa, campanulada, tomentosa, tubo 5,1–5,8 × 1,6 cm, lobos 1,1–1,4 × 1,1–1,4 cm, pubescentes; filetes 2,2–2,6 × 0,1 cm, anteras ditecas, ca. 1 mm; estaminódio 4,4 cm, glanduloso-tomentoso; ovário 0,4 × 0,1 cm, glabro, estilete 2,6 cm; estigma 0,1 cm larg. Frutos e sementes não observados.

Material examinado: RIO DE JANEIRO: Estrada Presidente Dutra, km 153, 28.II.1963, *S. Andrade 98* (RB).

Material adicional: MINAS GERAIS: Santa Bárbara, Serra do Caraça, em campo rupestre e matas de altitude, 12.XII.1978, *H. F. Leitão Filho et al. 9508* (UEC).

Ocorre em Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo entre 700 e 1.500 ms.m. Apresenta os foliólulos simétricos e densamente indumentados em ambas as faces. Há apenas um registro para uma área próxima aos limites do Parque Nacional do Itatiaia, datado de 1963, próximo à rodovia Presidente Dutra.

2.5. *Jacaranda subalpina* Morawetz, Pl. Syst. Evol. 132: 336. 1979. Fig. 7

Árvore 5–15 m alt.; ramos estriados, tomentosos a pubescentes. Folhas bipinadas, 11–19 pinas, 8–13 foliólulos por pina; raque canaliculada 4,5–22,9 cm, tomentosa, pecíolos 1,5–5,5 cm, canaliculados, tomentosos; peciólulo 0,3–0,9 cm, canaliculado; foliólulos simétricos, 0,8–3,1 × 0,3–0,9 cm, elíptico-rômbicos, face abaxial com tricomas por toda a superfície, face adaxial esparso-pubsecente, ápice agudo a obtuso, base atenuada, margem inteira ou denteada. Inflorescência panícula, eixo 19–22,5 cm, cilíndrico, tomentoso; brácteas 5–7 × 0,8–0,9 cm; bractéolas

Figura 5 – *Jacaranda puberula* – a. ramo com frutos; b. foliólulos; c. foliólulo; d. detalhe do indumento da face abaxial; (a-d *Silva Neto 1449*) e. botão floral; f. detalhe do indumento da face externa do cálice; g. flor; h. detalhe do indumento da face externa da corola; i. estames, estaminódio e gineceu; j. detalhe do indumento da porção mediana do estaminódio (e-j *Carrara 23*).

Figura 6 – *Jacaranda pulcherrima* – a. ramo com flores; b. foliólulos - face adaxial; c. foliólulo - face abaxial; d. detalhe do indumento da face abaxial; e. flor; f. cálice, estilete e estigma; g. cálice aberto evidenciando gineceu; h. corola aberta evidenciando androceu (a-h *Leitão Filho 9508*).

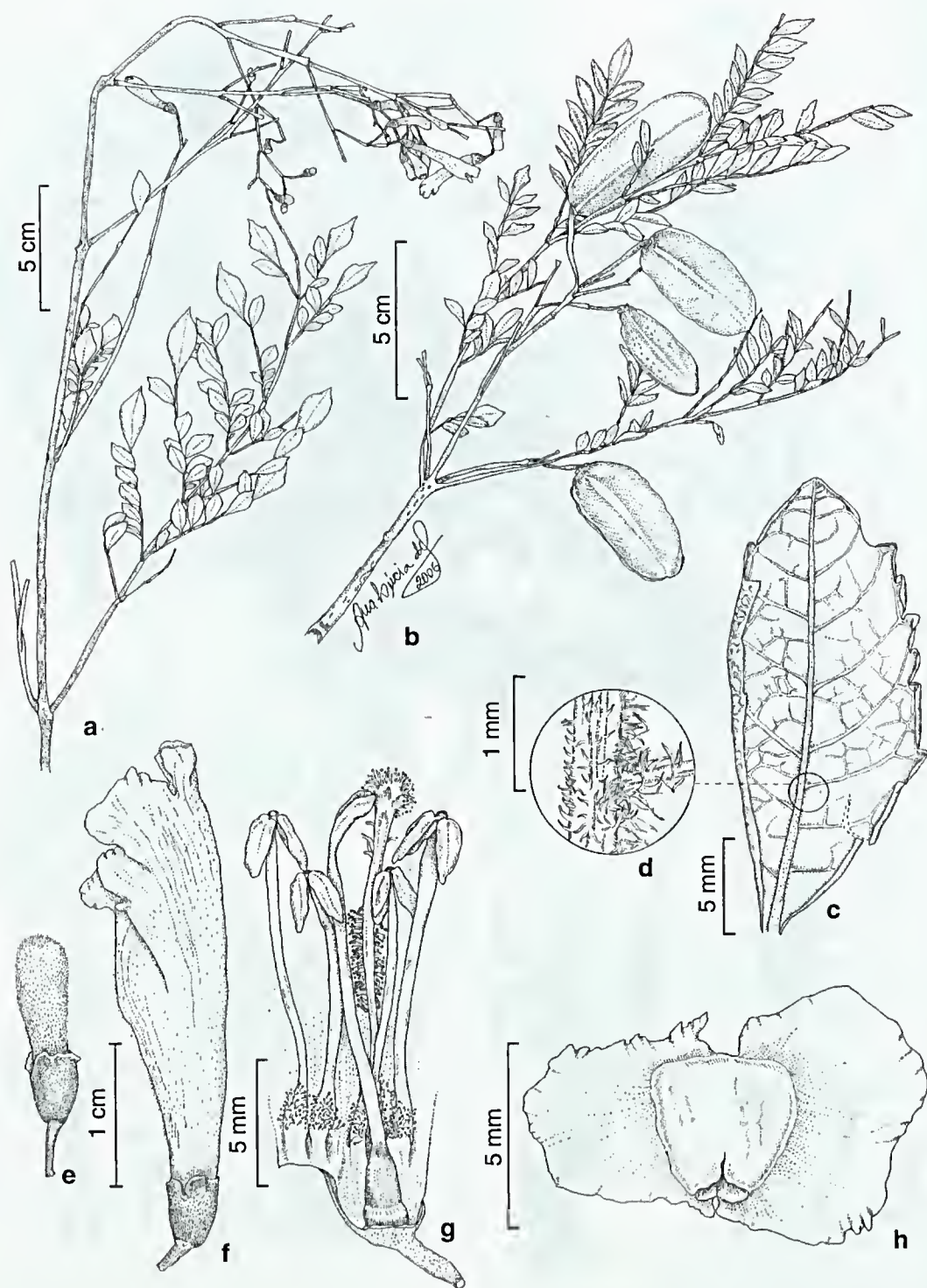



Figura 7 – *Jacaranda subalpina* – a. ramo com flores (*Markgraf 10268*); b. ramo com frutos (*Ferreira 163*); c. foliólulo, face abaxial; d. detalhe da face abaxial do foliólulo (c-d *Ferreira 163*); e. botão floral; f. flor; g. flor aberta; h. semente (e-h *Markgraf 10268*).

1–2 × 0,5–0,6 mm; pedicelo 1–2,1 cm. Cálice vináceo, cupular, 0,9–1,2 × 0,5–0,6 cm levemente tomentoso; corola campanulada, arroxeada, tubo 2,1–2,3 × 0,7–1,3 cm, lobos 0,4–0,5 × 1,1–1,3 cm, tomentosos; filetes 0,1–1,5 × 0,1 cm; anteras ditecas, 4–5 × 1 mm; estaminódio 2,5–3,4 cm, glanduloso-tomentoso; ovário 2,3–2,5 × 0,1 cm, glabro, estilete 1,6–1,8 cm, estigma 0,1–0,2 cm larg. Cápsula 4,2–5,3 × 2,2–2,3 cm, aplanado-elíptica, esparsamente tomentosa; sementes 0,5–0,6 × 0,4 cm, aladas.

Material examinado: RIO DE JANEIRO: Resende, Parque Nacional do Itatiaia, Estrada das Estâncias Hidrotermais, 18.X.1977, *V. F. Ferreira 163* (RB). SÃO PAULO: Parque Nacional do Itatiaia: 1300 ms.m., 7.V.1968, *D. Sucre et al. 2964* (RB).

Material adicional: SÃO PAULO: Serra da Bocaina, mata perto do acampamento dos engenheiros, 1.600 m, 6.XII.1952, *F. Marckgraf & A. P. Duarte 10268* (RB).

Restrita à floresta pluvial montana na Serra da Mantiqueira e na Serra do Caraça, nos estados do Rio de Janeiro, São Paulo e Minas Gerais, em altitudes que variam de 1.600 a quase 2.000 m (Gentry 1992). Segundo os critérios da IUCN (2006) se enquadra na categoria de Criticamente em Perigo, pois apresenta distribuição restrita e há pouquíssimos registros desta espécie nos herbários, sendo a última coleta datada de 1978. É próxima de *Jacaranda puberula*, da qual difere pelos foliólulos elíptico-rômbicos (*vs.* elípticos ou oblongos) e pelo eixo da inflorescência mais longo, além de *J. subalpina* apresentar-se distribuída em altitudes mais elevadas. Difere também de *J. puberula* pela corola com indumento mais adensado, pelo cálice mais largo e coriáceo e fruto menor (Gentry 1992). O material coletado por D. Sucre *et al.* 2964 está referido erroneamente para o estado de São Paulo.

3. *Sparattosperma* Mart. *ex* Meisn.

3.1. *Sparattosperma leucanthum* (Vell.) K. Schum. Nat. Pflanzenfam. 4(3b): 235. 1894. Fig. 8

Árvores ca. 15 m alt.; ramos estriados, glabros. Folhas palmadas, 5-folioladas; pecíolo 4,7–11,5 cm, canaliculado, glabro; peciólulo 0,9–3,9 cm, canaliculado; folíolos 5,4–12 × 2,1–4,6 cm, ovado-oblongos, tomentosos na nervura principal da face adaxial, ápice acuminado a agudo, base obtusa, margem serreada. Inflorescência paniculada, terminal 3,5–8 cm; brácteas caducas, bractéolas 1,6 × 0,8 cm; pedicelo 0,2–0,8 cm, cilíndrico. Cálice tubular-espatáceo, 1,8–2,3 × 0,7–1,6 cm, ápice bilobado, corola alva, campanulada, 5-lobada, tubo 4 × 2 cm, glabro, lobos ca. 1,2 × 1 cm, glabro; filetes 1,4–2 × 8–9 mm, tomentosos na base; anteras 3–4 mm, glabras; estaminódio 4–5 mm, tricomas glandulares na base dos estames; ovário 3–4 × 3 mm, glabro, estilete 2,6–2,9 cm, glabro, estigma 1–2 mm. Cápsula 21–54 × 0,5–1,2 cm, cilíndrico-linear, lepidota ou glabra; sementes 3–5,5 cm, com alas fragmentadas em franjas semelhantes a tricomas.

Material examinado: RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, Benfica - Lote 20, 7.I.1935, *C. Porto 2665* (RB); 13.I.1943, *J. J. Sampaio s.n.* (RB 445525); 6.I.1941, *W. D. Ramos 154* (RB); estrada Recreio Maromba de Andrade, 10.IX.1962, *J. C. Sócrates 22* (RB); Fazenda Casunga, 6.I.1941, *W. D. Barros 154* (RB); s.l., 13.I.1943, *J. C. Sócrates 1063* (RB).

Amplamente distribuída da Venezuela e Peru até o sul do Brasil. Na Amazônia ocorre em áreas secas, já na costa brasileira são plantas secundárias em vários tipos de formações, ocorrendo desde o nível do mar até 1.800 m de altitude (Gentry 1992). No Parque Nacional do Itatiaia, sempre foi encontrada em ambientes com bastante exposição à luz, preferencialmente em beiras de estradas e encostas dos morros.

4. *Tabebuia* Gomes *ex* DC.

4.1. *Tabebuia alba* (Cham.) Sandw., Lilloa 14: 136. 1948. Fig. 9

Árvore ou arvoreta de 2,5–25 m alt.; ramos estriados, com tricomas estrelados. Folhas palmadas, 5-folioladas; pecíolos 5,9–10,7 cm, canaliculados, estrigosos a densamente estrigosos; peciólulos 0,2–2 cm, canaliculados, tricomas estrelados; folíolos 2,7–6,8 × 1,9–4,4 cm, elípticos a oblongo-ovados, face adaxial praticamente glabra, indumento da face abaxial estrelado, canescente, ápice agudo a cuspidado,

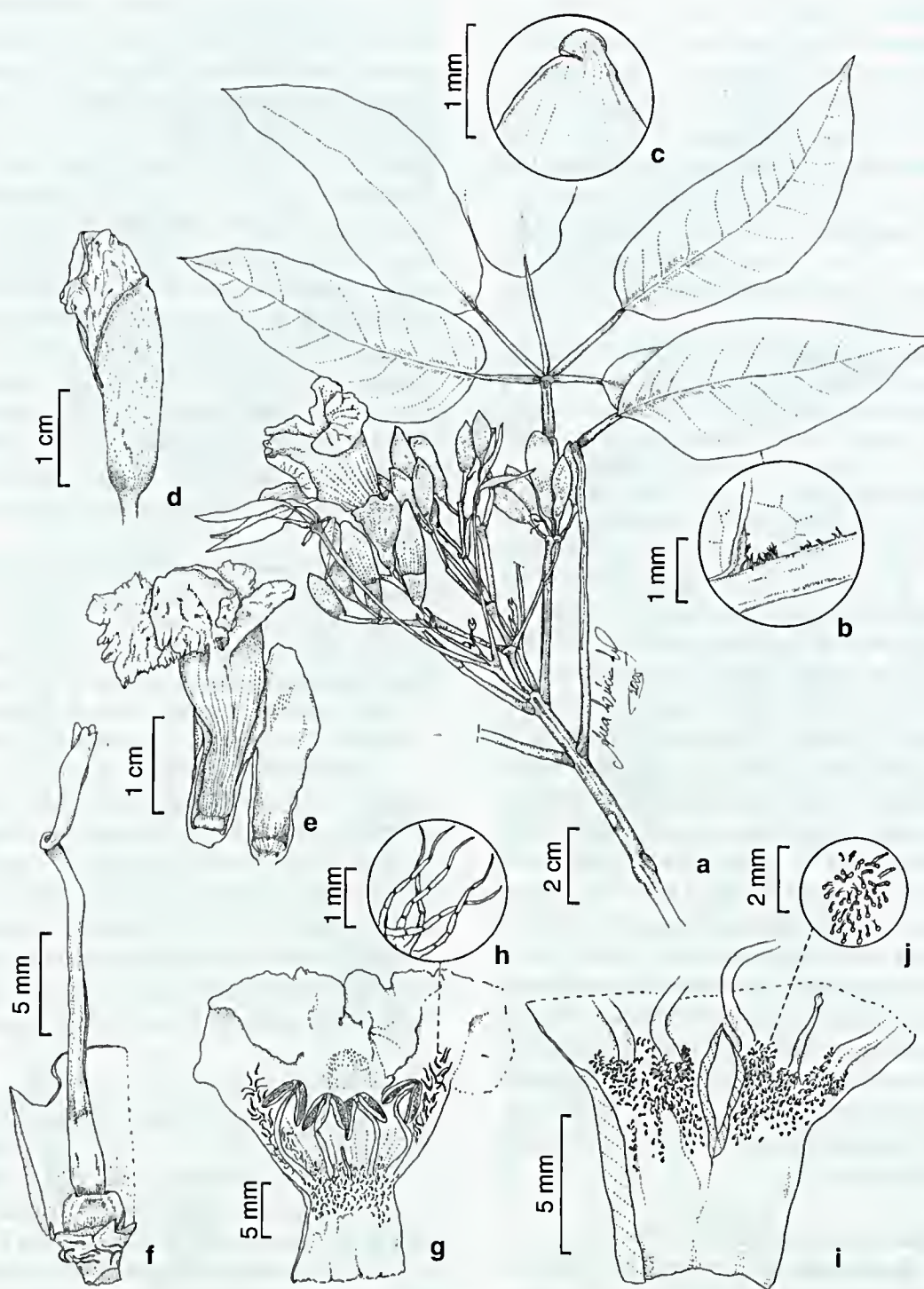



Figura 8 – *Sparattosperma leucanthum* – a. ramo com flores; b. detalhe da face abaxial do folíolo evidenciando indumento; c. detalhe do ápice bilobado do cálice; d. detalhe do botão floral com o cálice espatáceo; e. cálice aberto evidenciando a corola; f. cálice aberto sem a corola e estames evidenciando o disco nectarífero e o gineceu; g. corola aberta evidenciando os estames e estaminódio; h. detalhe do indumento da parte superior da face interna da corola; i. detalhe da parte inferior da face interna da corola; j. detalhe do indumento da parte inferior da face interna da corola (*Porto 2665*).

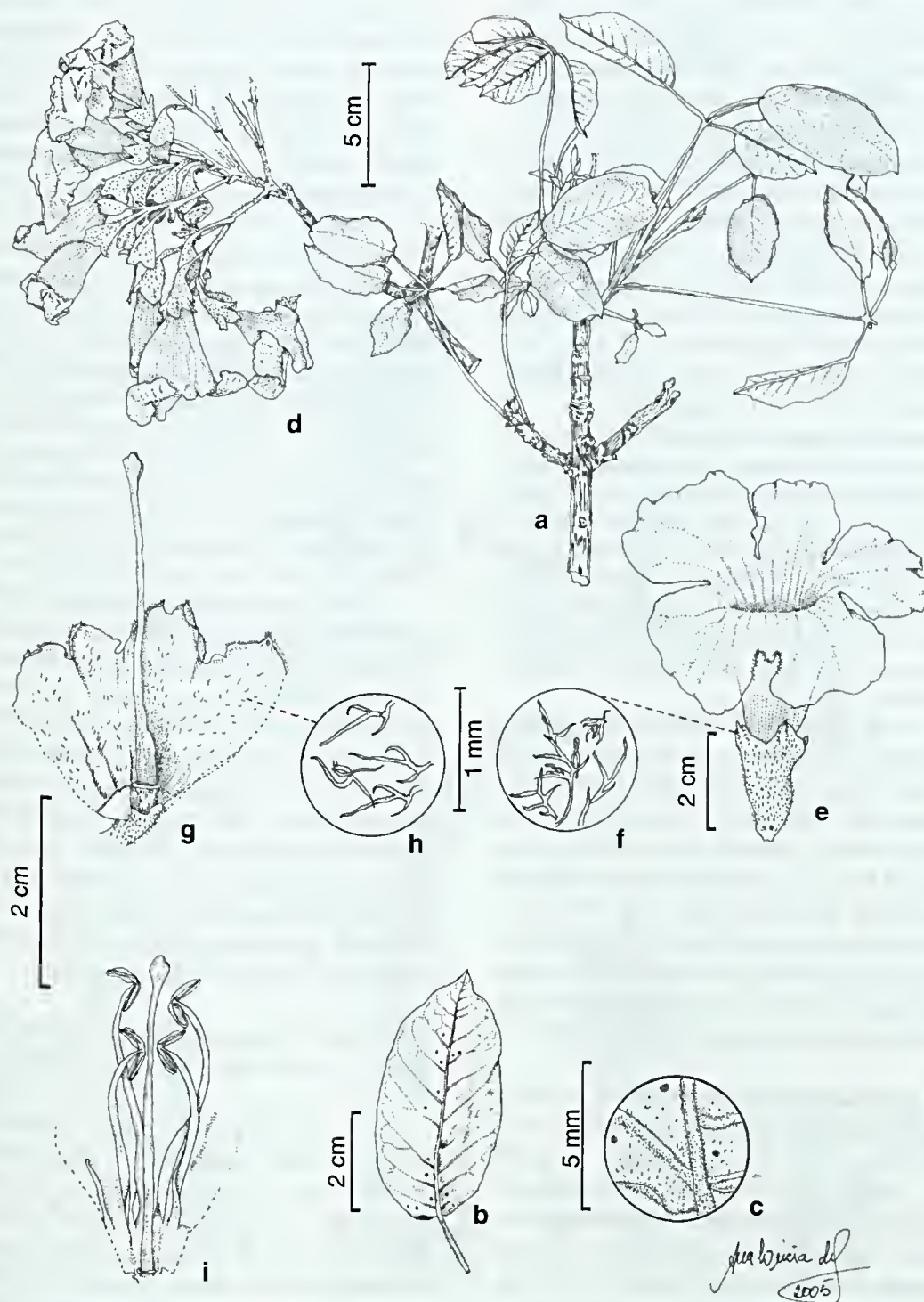



Figura 9 – *Tabebuia alba* – a. ramo; b. folíolo; c. detalhe da face abaxial do folíolo (a-c *Lima 448*); d. ramo com inflorescência; e. flor; f. detalhe do indumento da face externa do cálice; g. cálice aberto evidenciando o gineceu; h. detalhe do indumento da face interna do cálice; i. detalhe da flor aberta mostrando estames, estaminódio e parte do gineceu (d-i *Pereira 37*).

base arredondada a cuneada, margem ondulada. Inflorescência botrióide, globosa, congesta, terminal, eixo 1–4 cm, canaliculado, estrelado; pedicelo 0,7–1,5 cm, canaliculado, densamente estrigoso. Cálice irregularmente 5-denteado, 1,6–2,4 cm, ferrugíneo, densamente estrigoso; corola amarelo-ouro com nervuras vináceas, cupular, lobos 1-3 cm; tubo 5–5,3 × 2–2,3 cm, viloso na face interna, glabro externamente; filetes 2,5–3,2 × 0,1 cm, glabros, anteras 3 × 1 mm, glabras; estaminódio, ca. 1,2 cm, glabro; ovário 5 × 2 mm, glabro, estilete 2,2 cm, glabro, estigma, 2 mm de larg. Cápsula ca. 22,8 × 1,8 cm, cilíndrico-linear, ocrácea, tricomas estrelados; sementes 2,3–2,5 × 0,8 cm, aladas.
Material examinado: MINAS GERAIS: Itamonte, Parque Nacional do Itatiaia, caminho para Serra Negra, antes da chegada em Vargem Grande, 29.VIII.2001, *M. P. M. Lima et al. 448* (RB); RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, casa verde ao lado do Hotel Simon, 19.IX.2004, *P. H. Pereira 34* (RB).
Material adicional: RIO DE JANEIRO: Petrópolis, entre Araras e Vale das Videiras, morro do Cuca, campo de altitude, 1.700 ms.m., 25.VIII.1983, *G. Martinelli 9325* (RB).

Ocorre no sudeste e sul do Brasil, Argentina e Paraguai, geralmente em florestas subtropicais, na zona de araucária entre 300 e 1.000 ms.m. (Gentry 1992). No Parque Nacional do Itatiaia foi encontrada nos jardins da casa verde ao lado do Hotel Simon, e por se tratar de um espécime com grande porte, acredita-se que este pode ser um remanescente da mata nativa. Os folíolos de *Tabebuia alba* são bem característicos com face abaxial canescente e margem levemente ondulada, principalmente nas folhas jovens.

4.2. *Tabebuia chrysotricha* (Mart. *ex* DC.) Standl., Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser. 11:176. 1936. Fig. 10

Árvore, 2–10 m alt.; ramos cilíndricos; tomentosos. Folhas palmadas, 5-folioladas; pecíolos 2,2–9,5 cm, cilíndricos, tomentosos ou com tricomas estrelados; peciólulos 0,2–3,5 cm, cilíndricos, tomentosos ou com tricomas estrelados; folíolos, 1–12,5 × 0,7–6,3 cm, oblongos ou elípticos, face adaxial com tricomas esparso-estrelados, face abaxial com tricomas estrelados, avermelhados, ápice acuminado a agudo, base cuneada, margem inteira ou raro denteada. Inflorescência panícula, terminal, eixo cilíndrico ca. 2,5 cm, tricomas estrelados, flores sésseis. Cálice 5-denteado, 0,9–2 cm, tubular, tomentoso; corola amarela, campanulada, lobos ca. 1,5 cm, tubo ca. 5,5 cm, tomentoso; filetes 1,6–2,3 cm, tricomas glandulares na base; anteras, 3 × 1 mm, glabras; estaminódio 6 mm, glabro; ovário 3 × 1 mm, glabro, estilete 2,7 cm, glabro, estigma 1 mm larg. Cápsula 14–23 × 1,3–1,8 cm, cilíndrico-linear, densamente tomentosa, oblonga; sementes 1,5 × 0,5 cm, aladas.
Material examinado: RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, 25.VIII.1918, *C. Porto 717* (RB); Serra do Itatiaia, lote Mayrink Veiga, 20.XI.1934, *C. Porto 2264* (RB); 20.XI.1934, *C. Porto s.n.* (RB 28065); lote Maria Augusta 900 ms.m., 8.X.1941, *W. D. Barros 417* (RB); Hotel Simon, 18.VI.2004, *P. H. Pereira 36* (RB); Hotel Simon, 10.IX.2004, *P. H. Pereira 45* (RB).
Material adicional: RIO DE JANEIRO: Nova Friburgo, Macaé de Cima, próximo à entrada da fazenda Ouro Verde, 25.IX.1993, *C. M. Vieira et al. 420* (RB).

Ocorre na mata atlântica costeira do Brasil, geralmente em restingas. Também encontrada em florestas abertas ou alteradas ou ainda em formação arbustiva, em topos de morros especialmente em solos arenosos (Gentry 1992). É comumente utilizada na arborização urbana (Gentry 1992). É próxima a *Tabebuia ochracea* e segundo Gentry (1992) poderia ser tratada como subespécie deste táxon. Difere de *T. ochracea* por apresentar os folíolos com indumento menos adensado na face abaxial, pela superfície adaxial escabrosa e pelo cálice séssil ou subséssil com indumento persistente e avermelhado.

4.3. *Tabebuia heptaphylla* (Vell.) Toledo, Arq. Bot. Estado São Paulo, 3:33. 1952. Fig. 11

Árvore, 4–40 m alt.; ramos cilíndricos, glabros. Folhas palmadas, 5–7-folioladas; pecíolos 3,5–5,9 cm, cilíndricos, glabros; peciólulos 0,8–9,2 cm, cilíndricos, glabros; folíolos, 2,5–21,5 cm, oblongos, glabros, ápice acuminado, base obtusa, margem levemente serreada. Inflorescência botrióide, terminal, eixo 13,7–23,4 cm, cilíndrico, glabro; pedicelo 0,8–1,5 cm, cilíndrico com tricomas estrelados. Cálice 3–5 denteado, 0,5 × 0,5 cm, cupular, tricomas estrelados externamente e glandular-

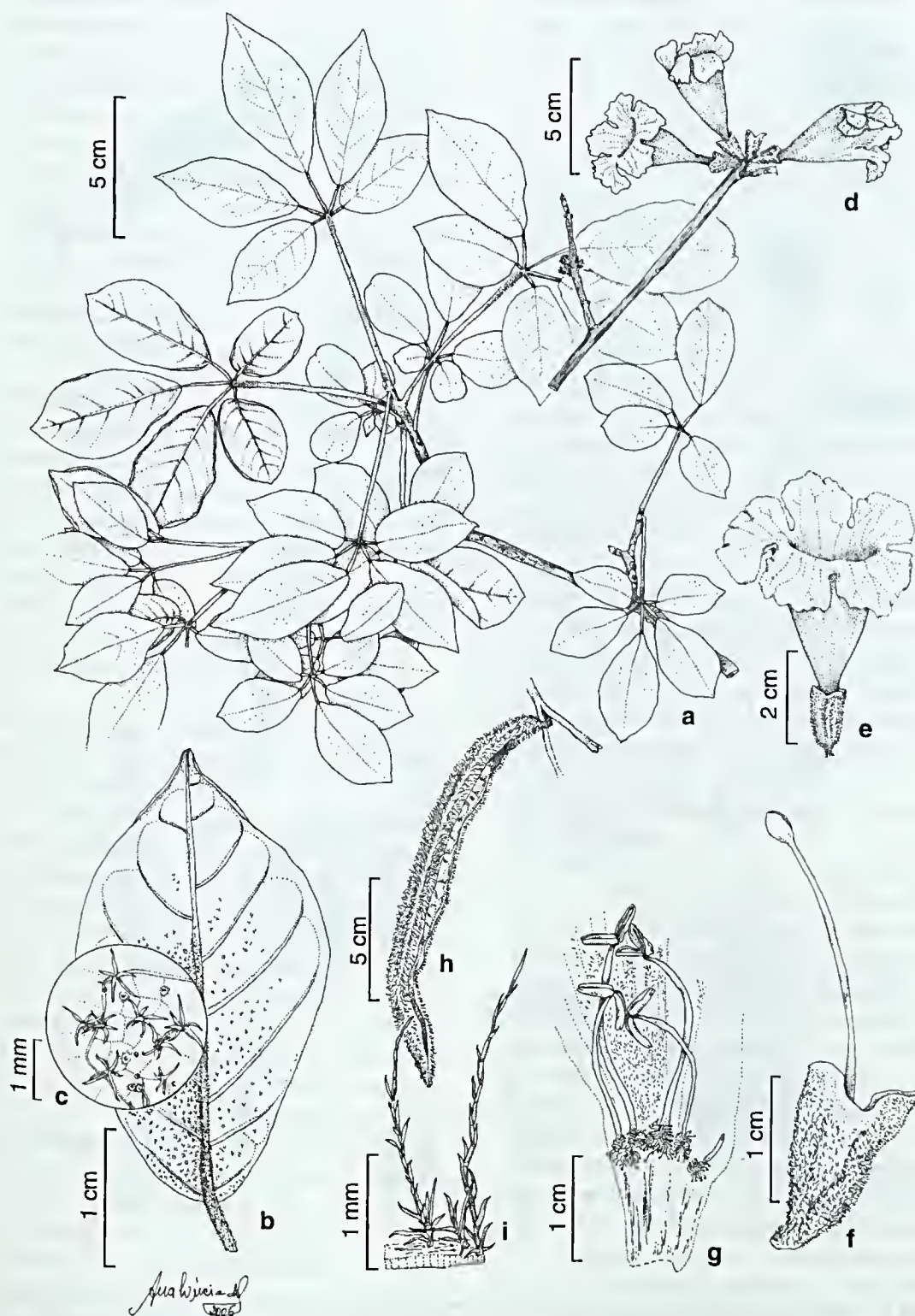



Figura 10 – *Tabebuia chrysotricha* – a. ramo; b. folíolo; c. detalhe do indumento da face adaxial do folíolo; d. inflorescência; e. flor; f. cálice, estilete e estigma; g. corola aberta evidenciando estames e estaminódio (a-g *Pereira 36*); h. fruto; i. detalhe do indumento do fruto (h-i *Barros 417*).

Figura 11 – *Tabebuia heptaphylla* – a. ramo; b. folíolo de maior tamanho; c. folíolo de menor tamanho; d. detalhe do indumento da face abaxial do folíolo (a-d *Porto 668*); e. inflorescência; f. ramo com alguns pedicelos e uma flor aberta; g. corola aberta mostrando estames, estaminódio e indumento; h. detalhe do indumento da parte inferior da corola; i. detalhe do indumento da parte superior da corola; j. cálice com gineceu; k. detalhe do estigma; l. cálice aberto evidenciando o disco nectarífero ovário; m. fruto; n. semente (e-n *Dionísio s.n.*, RB 11222).

pubescente na inserção dos estames na face interna; corola roxa, campanulada, lobos 1 × 1,4 cm, tubo 3 × 1 cm, estrelado; filetes 1,3–1,7 cm, glabros; anteras 3 mm, glabras; estaminódio 2 mm; ovário 3 × 1 mm, glabro, estilete 2,2 cm, glabro, estigma 1 mm larg. Cápsula 30,5–32,3 × 2 cm, cilíndrico-linear, glabrescente; sementes 0,7–1 × 1,5–3,5 cm, aladas.

Material examinado: RIO DE JANEIRO, Itatiaia, 1918, *C. Porto 668* (RB); Parque Nacional do Itatiaia - lote 70, 950 ms.m., 17.IV.1941, *W.D. Barros 265* (RB).

Material adicional: RIO DE JANEIRO: Encosta do Corcovado, VI.1912, *Dionísio s.n.* (RB 11222).

Espécie próxima de *Tabebuia impetiginosa*, um táxon amplamente distribuído. Possuem muitas características em comum, porém distribuição alopátrica, sendo *T. heptaphylla* mais comum em florestas úmidas e mais baixas, enquanto *T. impetiginosa* ocorre em áreas rochosas e mais secas (Gentry 1992). *T. heptaphylla*, segundo Gentry (1992), difere de *T. impetiginosa* pelo hábito arbóreo e de grande porte com casca sulcada, com folíolos mais finos, menores e regularmente serreados.

4.4. ***Tabebuia ochracea*** (Cham.) Standl. subsp. *ochracea* Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser. 11: 176. 1936. Fig. 12

Árvore, ca. 10 m alt.; ramos cilíndricos. Folhas palmadas, 5-folioladas, pecíolo 6–6,9 cm, cilíndrico achatado, tomentoso; peciólulo 0,9–2,5, cilíndrico achatado, tomentoso; folíolos 3,8–6,1 × 6,0–8,1 cm, obovado, face adaxial glabra, face abaxial com tricomas denso-estrelados, ápice arredondado, base obtusa, coriáceos, margem inteira. Inflorescência botrióide, globosa, congesta, terminal, eixo, 2,8–4,4 cm, pedicelo 0,7–1,2 cm, glabro. Cálice 5-denteado, 0,8–1,1 × 1,4–2,2 cm, densamente estrigoso; corola amarelo-ouro, cupular, lobos 1,8 × 2,1 cm; 6,1–6,3 × 2,3–2,5 cm, vilosa na face interna, glabra externamente; filetes 2,3–1,9 × 0,1 cm, glabros, anteras 3 × 1 mm, glabras; estaminódio 9 mm, ápice agudo, glabro, ovário 2 × 5 mm, glabro, estilete 2,8 cm, glabro, estigma 2 mm larg. Cápsula, 10–40 × 0,5–1,5 cm, cilíndrico-linear, glabra, sementes 0,5–1 × 1,8–3,2 cm, aladas.

Material examinado: MINAS GERAIS: Itamonte, Parque Nacional do Itatiaia, Campinho para Serra Negra, antes da chegada em Vargem Grande, 1.646 ms.m., 29.VIII.2001, *M. P. M. Lima et al. 448* (RB). RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, estrada de acesso ao Parque, 18.VI.2004, *P. H. Pereira 37* (RB); Centro de Visitantes do PARNA do Itatiaia, 19.IX.2004, *P. H. Pereira 48* (RB).

Material adicional: DISTRITO FEDERAL: Brasília, Reserva Ecológica do Roncador, 26.IX.1977, *E. Heringer 129* (RB); MINAS GERAIS: ca. 700 m norte de Juiz de Fora, 21°35' S, 43°20' W, 700 ms.m., s.d., *E. Zardini et al. 49526* (RB).

Espécie polimórfica e amplamente distribuída, ocorrendo de El Salvador a Argentina. Apresenta três subespécies delimitadas geograficamente (Gentry 1992). No Parque ocorre apenas a subespécie típica, sendo também a única que ocorre dentro do domínio da mata atlântica. Semelhante a *T. vellosoi*, diferenciando no hábito, que em *T. ochracea* é arbóreo e em *T. vellosoi* é arbustivo, e na inflorescência que em *T. ochracea* é menos congesta, globosa e com o eixo maior. A textura coriácea dos folíolos, juntamente com os tricomas estrelados, são características peculiares da espécie e podem ser informações úteis para distinguir este táxon de *T. chrysotricha*.

4.5. ***Tabebuia serratifolia*** (Vahl) G. Nichols., Ill. Dict. Gard. 4: 1. 1887. Fig. 13

Árvore, ca. 30 m alt.; ramos cilíndricos, glabros. Folhas palmadas, 5–7-folioladas; pecíolo 3,3–13,6 cm, cilíndrico, pubescente; peciólulo 0,3–5 cm, cilíndrico, pubescente; folíolos, 2–17,1 × 1–5,8 cm, oblongos, obovados ou elípticos, glabros, ápice acuminado, base atenuada, margem inteira a conspicuamente serreada. Inflorescência panícula, terminal, eixo cilíndrico 1,2–2 cm, glabro; pedicelo 1–1,5 cm, pubescente. Cálice 3–5 denteado, 1,2 × 0,6 cm, campanulado, esparsamente indumentado; corola amarela, tubular, lobos 2,7 × 2,6 cm, tubo 6,5 × 1,5 cm, tomentoso; filetes 1,2–2,3 cm, anteras, 3 × 1 mm; estaminódio ca. 1 cm, glabro; ovário ca. 4 × 3 mm, glabro; estilete 2,5 cm, estigma 1 mm de larg. Cápsula ca. 30 × 1,2 cm, cilíndrico-linear, glabra, sementes, 0,7–0,8 × 4,5–4,7 cm, aladas.

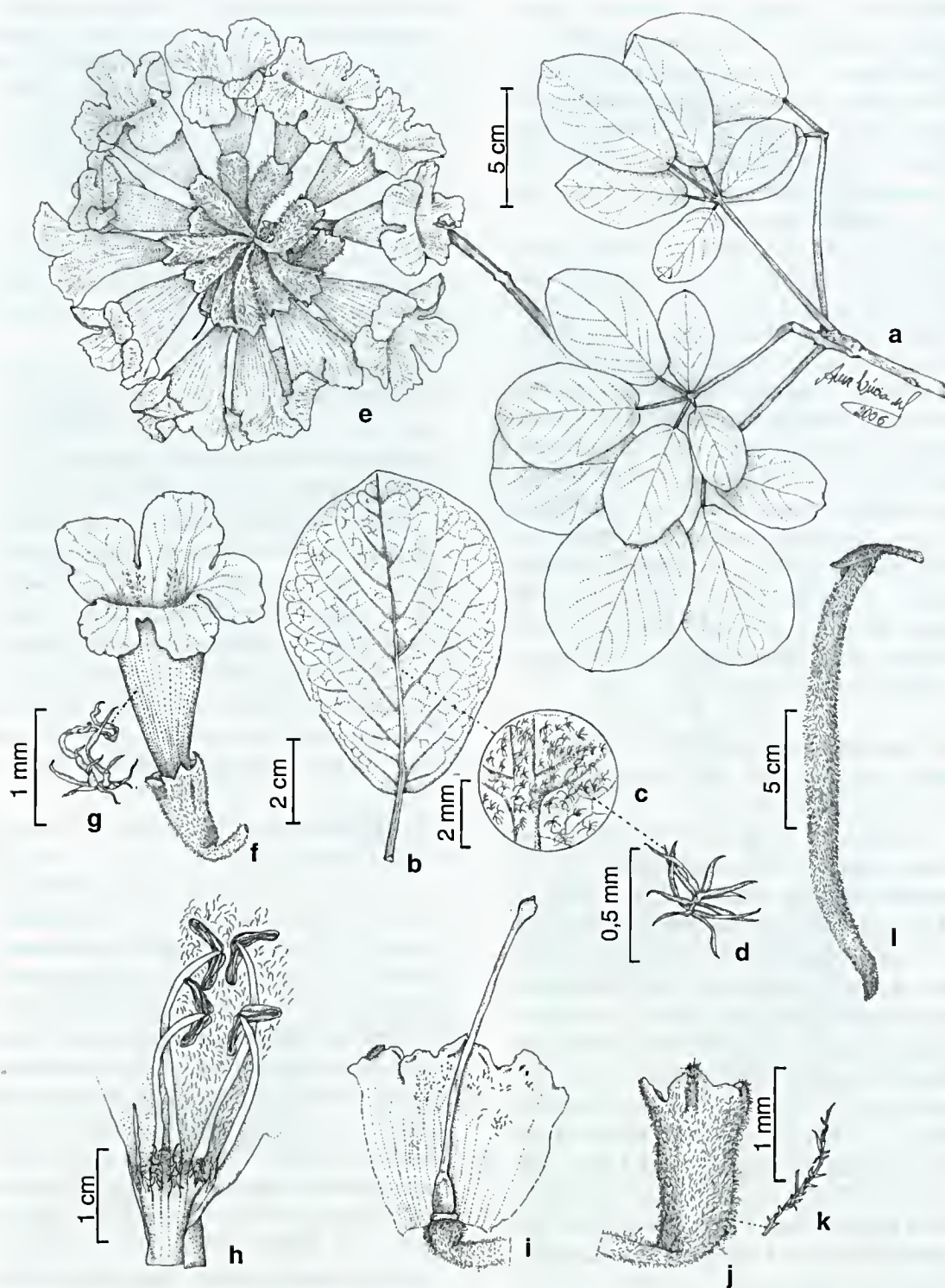



Figura 12 – *Tabebuia ochracea* – a. ramo; b. folíolo; c-d. detalhe do indumento da face abaxial do folíolo (a-d *Pereira* 41); e. inflorescência (*Pereira* 43); f. flor; g. detalhe do indumento externo da corola; h. corola aberta evidenciando estames e estaminódio; i. cálice aberto evidenciando ovário, estilete e estigma; j. cálice; k. detalhe do indumento externo do cálice; l. fruto (f-l *Pereira* 42).

Figura 13 – *Tabebuia serratifolia* – a. folha com os folíolos com margem levemente serrada; b. folhas com os folíolos com margem conspicuamente serreada; c. folíolo – face abaxial; d. detalhe da ramificação das nervuras secundárias mostrando a presença de indumento; e. flor com dois botões laterais; f. inflorescência; g. flor; h. flor sem a corola e os estames, evidenciando o cálice e parte do gineceu; i. flor aberta evidenciando os estames, estaminódio, gineceu e disco nectarífero; j. detalhe do indumento da parte inferior da corola (a-j *Pereira 34*); k. cápsula madura; l. semente (*s.c. s.n.*, RB 83960).

Material examinado: RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, 1918, *C. Porto 724* (RB); 19.VI.1941, *W. D. Barros 309* (RB); Jardim do Hotel Simon, 18.VI.2004, *P. H. Pereira 34* (RB).
Material adicional: DISTRITO FEDERAL: Brasília: cultivada no campus da Universidade de Brasília, s.d., *E. P. Heringer 14824* (RB). RIO DE JANEIRO: Engenheiro Passos, Cachoeira do Salto, *s.c., s.n.*, s.d., fr. (RB 83960).

Distribuída da Colômbia a Bolívia e sudeste do Brasil, *T. serratifolia* é uma espécie polimórfica e comumente chamada de ipê-amarelo, sendo a árvore símbolo do Brasil. Gentry (1992) considera esta espécie próxima a *Tabebuia vellosoi*, porém no Parque não foi observada semelhança entre elas, uma vez que os folíolos de *T. serratifolia* são praticamente glabros e bastante coriáceos, enquanto em *T. vellosoi* os folíolos são indumentados e papiráceos. No Parque encontra-se cultivada nos jardins do Hotel Simon, mas devido ao alto porte acredita-se que estes indivíduos sejam remanescentes que foram conservados e aproveitados no projeto paisagístico.

4.6. *Tabebuia vellosoi* Toledo, Arq. Bot. Estado Sao Paulo 3(1): 34. 1952. Fig. 14

Arvoreta; 1–5 m alt.; ramos estriados, glabros. Folhas palmadas, 5-folioladas; pecíolo 4,5–8,7 cm, canaliculado, tricomas denso-estrelados; peciólulo 1,2–3,1 cm, canaliculado, tricomas denso-estrelados; folíolos 3,7–9,5 × 1,8–4,2 cm, elíptico-oblongos, face adaxial com tricomas esparso-estrelados, margem conspicuamente serreada, face abaxial com tricomas denso-estrelados sobre as nervuras, ápice agudo, base cuneada. Inflorescência tirsóide, globosa, congesta, terminal; eixo reduzido, densamente estrigoso, pedicelo 1,6–1,8 cm, densamente estrigoso. Cálice 5-denteado, 1,5–2 × 0,6–0,9 cm, campanulado, densamente estrigoso; corola amarelo-ouro, lobo 1,2–1,4 cm, tubo 3,7–4,5 × 1,6–2,1 cm, pilosa na base da face interna, glabra externamente; filetes 3,2–4 cm, glandular na porção adpressa à pétala, anteras 1–3 × 1 mm; estaminódio 1,4 cm, ápice espatáceo, glandular na porção adpressa à pétala; ovário 4 × 2 mm, glabro, estilete 2,3 cm, glabro, estigma 2 mm larg., glabro. Frutos e sementes não observados.

Material examinado: RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Parque Nacional do Itatiaia, Trilha dos Três Picos, anexa a trilha principal, 17.VIII.2004, *P. H. Pereira 38* (RB); *idem*, 17.VIII.2004, *P. H. Pereira 39* (RB).
Material adicional: RIO DE JANEIRO, Serra dos Órgãos, 23.VIII.1940, *A. C. Brade 1661* (RB).

Segundo Gentry (1992), distribui-se do Paraná até Minas Gerais e Rio de Janeiro, principalmente em florestas montanas, acima dos 1.000 ms.m. No Parque foi coletada no alto dos Três Picos, em local exposto ao sol. Apesar de alguns autores considerarem esta espécie próxima de *Tabebuia serratifolia*, os indivíduos coletados no Parque se mostraram bastante parecidos com *T. ochracea* ssp. *ochracea*, diferenciando no hábito, que em *T. vellosoi* é arbustivo e na inflorescência, que em *T. vellosoi* é mais congesta, globosa e com o eixo bastante reduzido.

Conclusão

Tabebuia é o gênero mais representativo no Parque Nacional do Itatiaia com seis espécies, seguido por *Jacaranda* com cinco espécies e *Cybistax* e *Sparattosperma*, ambos com uma espécie. Nos limites do Parque, tanto no entorno, quanto dentro de seus domínios, existem muitas residências, hotéis e 'campings', sendo comum encontrarmos espécies cultivadas. Dentre as espécies cultivadas utilizadas nos jardins do Parque estão duas espécies de *Tabebuia* (*T. bureavii* e *T. roseo-alba*), uma espécie de *Jacaranda* (*J. brasiliana*) muito comum no cerrado brasileiro, cultivada nas margens da Rodovia Presidente Dutra, e outra de *Tecoma* (*T. capensis*), uma espécie de origem africana e também muito cultivada no Brasil.

Tabebuia vellosoi, detectada para o Parque por Gomes Jr. (1957) sob o binômio de *Tecoma longiflora*, foi coletada na trilha dos Três Picos. *Jacaranda cuspidifolia* mencionada para o Parque por Gomes Jr. (1957) trata-se de um material incorretamente identificado de *Jacaranda puberula*. *Jacaranda micrantha* também foi mencionada para a área por Gomes Jr. (1957), porém o mesmo não citou material examinado e sua ocorrência para o Parque não foi confirmada por Gentry (1992), nem no presente estudo.

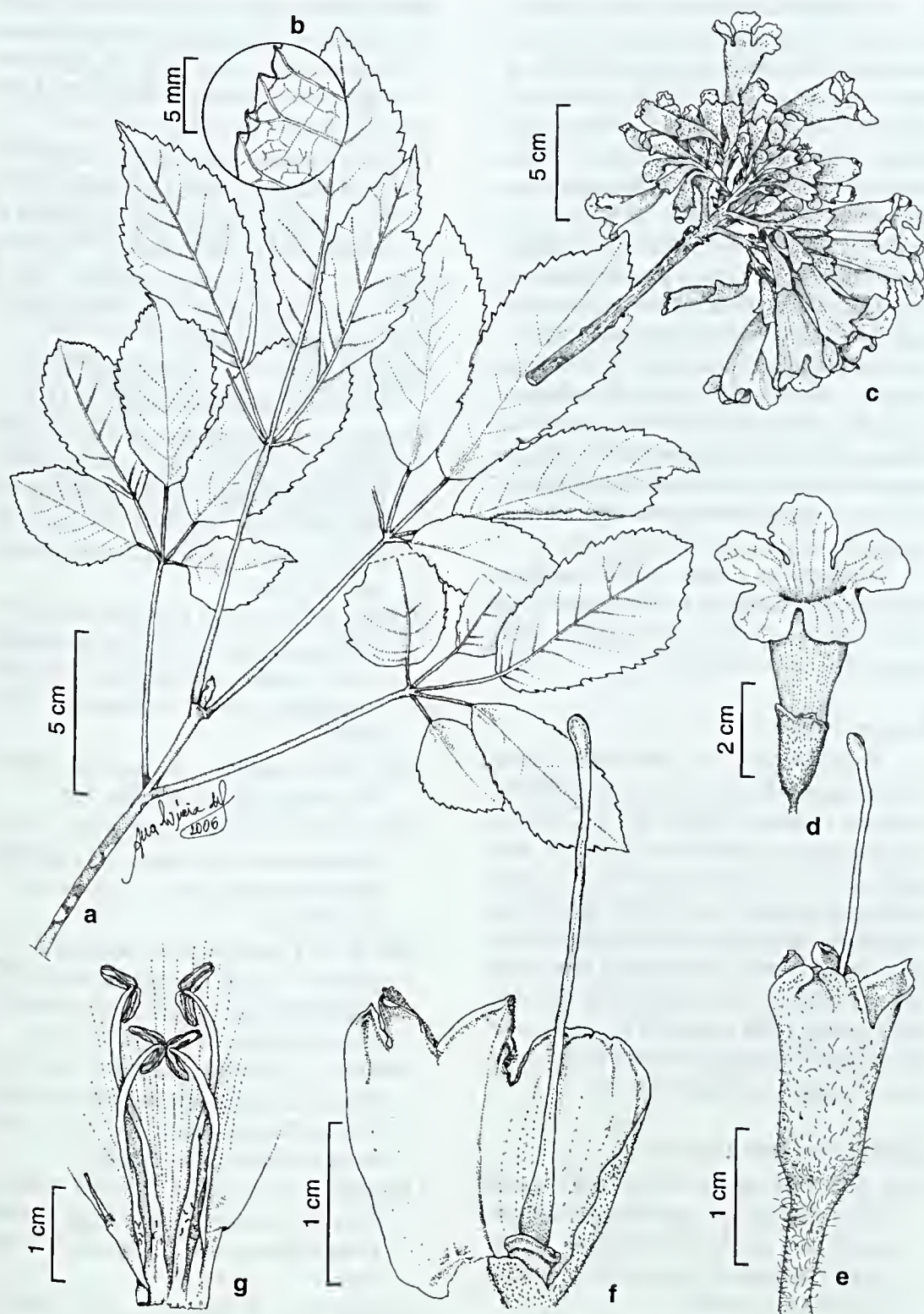



Figura 14 – *Tabebuia vellosoi* – a. ramo; b. detalhe da margem serreada do folíolo (a-b *Brade 1661*); c. inflorescência; d. flor; e. cálice com estilete e estigma; f. cálice aberto evidenciando gineceu; g. corola aberta evidenciando estames e estaminódio (c-g *Pereira 39*).

A ocorrência de *Cybistax antisyphilitica* no Parque ainda é duvidosa, dado que está relacionada em listagens antigas como as de Brade (1956) e Gomes Jr. (1957), porém não existe nenhuma exsicata depositada nos herbários consultados com referência para o Parque, só tendo como único indício dois frutos expostos no Museu do Centro de Visitantes do Parque Nacional do Itatiaia, e estes sem qualquer tipo de informação sobre a procedência.

As espécies de *Jacaranda* deste estudo não foram coletadas dentro dos limites do Parque, o que evidencia a raridade das espécies do gênero na área. *J. crassifolia* e *J. puberula*, encontram-se, segundo critérios da IUCN, Criticamente em Perigo, pois ambas apresentam distribuição altamente restrita, pouquíssimos exemplares depositados nos herbários consultados, além de não terem sido recentemente coletadas.

O trabalho de Gomes Jr. (1957) sobre as Bignoniaceae do Parque mostra apenas nove táxons nativos de Tecomeae para a área, enquanto o atual verificou 13.

Agradecimentos

Agradecemos a Petrobras pelo financiamento de boa parte deste trabalho (convênio Petrobras / JBRJ: 610.4.025.02.3); aos curadores dos herbários visitados, pela facilitação ao acesso do acervo e/ou pelo empréstimo de material; ao IBAMA pela licença de coleta no Parque Nacional do Itatiaia; à Ana Lúcia de Souza pelas ilustrações; à Dra. Lucia Garcez Lohmann pela atenção em diversas solicitações e pelas sugestões na dissertação que originou este artigo e aos dois pareceristas anônimos pelas valiosas sugestões.

Referências Bibliográficas

APG. 2003. An update of the angiosperm phylogeny group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. Botanical Journal of the Linnean Society 141: 399-436.

Brade, A.C. 1956. A flora do Parque Nacional do Itatiaia. Boletim Parque Nacional do Itatiaia 5: 1-92.

FBDS. 2000. Cadernos FBDS. Rio de Janeiro: Fundação Brasileira para o Desenvolvimento Sustentável, n.3, abr. 173p. Disponível em http://www.fbds.org.br/IMG/doc-15.pdf. Acesso em 1 out. 2007.

Fischer, E.; Theisen, I. & Lohmann, L.G. 2004. Bignoniaceae. *In:* Kubitzki, K. & Kadereit, J. W. (orgs.). The families and genera of vascular plants. Heidelberg, v. 7, p. 9-98.

Gentry, A. H. 1992. Bignoniaceae - Part II (Tribe Tecomeae). Flora Neotropica. Monograph 25. 1-370.

Gomes-Jr., J. C. 1957. Flora do Itatiaia I - Bignoniaceae. Rodriguésia 32: 111-127.

Holmgren, P. K. & Holmgren, N. H. (eds.). 1998 onwards (continuously updated). Index Herbariorum. New York Botanical Garden. Disponível em http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp. Acesso em 5 jul. 2007.

IBAMA. 2007. Parque Nacional do Itatiaia: localização. Brasília. Disponível em: http://www.ibama.gov.br/parna_itatiaia/index.php?id_menu=30. Acesso em: 1 out. 2007.

IBDF. 1982. Plano de Manejo do Parque Nacional de Itatiaia, Brasília, DF.

IUCN. 2006. 2006 IUCN Red List of threatened species. Disponível em <http://www.iucnredlist.org.> Acesso em: 23 fev. 2006.

Judd, W. S.; Campbell, C. S.; Kellogg, E. A.; Stevens, P. F. & Donoghue, M. J. 2002. Plant systematics: A phylogenetic approach. Sinauer Associets, 2 ed. INC. USA.

Lohmann, L. G. & Pirani, J. R. 1996. Tecomeae (Bignoniaceae Juss.) da Cadeia do Espinhaço, Minas Gerais e Bahia, Brasil. Acta Botanica Brasilica 10: 103-138.

Lohmann, L. G. & Pirani, J. R. 1998. Flora da Serra do Cipó, Minas Gerais: Bignoniaceae. Boletim Botânico da Universidade de São Paulo 17: 127-153.

Lohmann, L. G. & Pirani, J. R. 2003. Flora de Grão-Mogol, Minas Gerais: Bignoniaceae. Boletim Botânico da Universidade de São Paulo 21: 109-121.

MA-IBDF (Ministério da Agricultura, Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal) – FBCN (Fundação Brasileira para a Conservação da Natureza). 1982. Plano de manejo Parque Nacional do Itatiaia. Brasília.

Morim, M.P. 2006. Leguminosae arbustivas e arbóreas da floresta atlântica do Parque Nacional do Itatiaia, sudeste do Brasil: padrões de distribuição. Rodriguésia 57 (1): 27-45.

Oliveira-Filho, A. T. & Fontes, M. A. L. 2000. Patterns of floristic differentiation among Atlantic Forests in Southeastern Brazil and the influence of climate. Biotropica 32(4b): 793-810.

Pereira, I. M.; Oliveira- Filho, A. T.; Botelho, S. A.; Carvalho, W. A. C.; Fontes, M. A. L.; Schiavini, I. & Silva, A. F. 2006. Composição florística do compartimento arbóreo de cinco remanescentes florestais do maciço do Itatiaia, Minas Gerais e Rio de Janeiro. Rodriguésia 57(1): 103-126.

Ribeiro, K. T. & Medina, B. M. O. 2002. Estrutura, dinâmica e biogeografia das ilhas de vegetação sobre rocha do planalto do Itatiaia, RJ. Boletim do Parque Nacional do Itatiaia 10: 11-84.

Segadas-Viana, F. 1965. Ecology of Itatiaia range, southeastern Brazil. I. Altidudinal zonation of the vegetation. Arquivos Museu Nacional do Rio de Janeiro 53: 7-30.

Spangler, R. E. & Olmstead, R. G. 1999. Phylogenetic analysis of Bignoniaceae based on the cpDNA gene sequences *rbc*L and *nhd*F. Annals of The Missouri Botanical Garden 86: 33-46.

Efeito do gradiente de salinidade na taxa fotossintética de *Polysiphonia subtilissima*, *Cladophora vagabunda* e *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa* na Lagoa Rodrigo de Freitas, Rio de Janeiro, Brasil[1]

Rafael R. Loureiro[2] & *Renata P. Reis*[2, 3]

Resumo

(Efeito do gradiente de salinidade na taxa fotossintética de *Polysiphonia subtilissima*, *Cladophora vagabunda* e *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa* na Lagoa Rodrigo de Freitas, Rio de Janeiro, Brasil) Este estudo tem o intuito de testar o desempenho fotossintético das espécies de algas bentônicas mais representativas da Lagoa Rodrigo de Freitas (*Polysiphonia subtilissima*, *Cladophora vagabunda* e *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa*) em diferentes salinidades, a fim de verificar seus limites de tolerância. Cada amostra foi incubada nas salinidades 10, 15 e 25. Para cada salinidade foram realizadas quatro repetições (luz e escuro). Amostras de 10 mg foram utilizadas para cada espécie, durante aproximadamente 30 minutos de incubação, sob irradiância de 500 ± 5 mmol.m^{-2}.s^{-1}. *Polysiphonia subtilissima e Cladophora vagabunda* tiveram maior produção fotossintética na salinidade de 15 ($P < 0,05$). *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa* não apresentou diferença em sua taxa fotossintética nas três salinidades ($P = 0,09$). Os resultados obtidos sugerem que alterações futuras na salinidade da lagoa poderão causar modificações na dinâmica das populações das algas locais.
Palavras-chave: lagoas costeiras, dinâmica de população, fotossíntese.

Abstract

(Effect of salinity gradient on photosynthetic rate of Polysiphonia subtilissima; *Cladophora vagabunda* and *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa* at Rodrigo de Freitas Lagoon, Rio de Janeiro, Brazil) This study aimed to test the photossynthetic performance of the most representative benthonic macroalgae species at the Rodrigo de Freitas Lagoon (*Polysiphonia subtilissima*, *Cladophora vagabunda* and *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa*) in response to different salinities in order to verify their tolerance limits. Each sample was tested under salinities 10, 15 and 25. Four replicates (light and dark) were used for each salinity. Samples of 10 mg were used for each species, during 30 minutes incubation, under irradiance of 500 ± 5 mmol.m^{-2}.s^{-1}. *P. subtilissima* and *C. vagabunda* presented higher photosynthetic production in the salinity of 15 ($P < 0.05$). *U. flexuosa* subsp. *flexuosa* did not differ in its photosynthetic rate under the three salinities sampled ($P = 0.09$). The present results suggest that future alterations related to the lagoon's salinity may cause alterations in the populations dynamics of the local algae.
Key words: coastal lagoons, population dynamics, photosynthesis.

Introdução

A disponibilidade de luz, nitrogênio e a condição limitante que a salinidade impõe são considerados os principais fatores que controlam a produtividade de macroalgas em ambientes estuarinos (McGlathery & Pedersen 1999). Tais fatores variam consideravelmente em ambientes naturais, principalmente devido à influência antrópica (McGlathery *et al.* 1996, 1997). Em ambientes estuarinos, a disponibilidade de nutrientes pode variar muito em um curto espaço de tempo (de horas a dias) como em ciclos sazonais, assim como os fatores que limitam o crescimento, como salinidade, em períodos de extrema seca ou chuva excessiva (Ramus & Venable 1987). Macroalgas que se encontram neste tipo de ambiente devem apresentar mecanismos que contrabalançam a disponibilidade de recursos e os fatores limitantes com o seu crescimento e a sua produtividade.

A distribuição de algas oportunistas como as do gênero *Ulva* e *Cladophora*, comuns em zonas estuarinas (Poole & Raven 1997), assim como da Rodophyta *Polisyphonia subtilissima* Mont. podem ser afetadas pela variabilidade da salinidade causadas pela maior contribuição de água marinha ou doce, como observado em estudos desenvolvidos, tanto em laboratórios quanto em campo, que

Artigo recebido em 06/2007. Aceito para publicação em 02/2008.
[1]Parte da Dissertação de Mestrado do primeiro autor desenvolvida no Curso de Pós-Graduação em Botânica do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
[2]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. R. Pacheco Leão 915, Rio de Janeiro, RJ, 22460-030, Brasil.
[3]Autor para correspondência: rreis@jbrj.gov.br

apresentaram salinidade ótima para cada espécie destes gêneros de 18–22 (Martins *et al.* 1999; *Ulva intestinalis* [=*Enteromorpha intestinalis*] spp.), 24 (Kim & Lee 1996; *Ulva intestinalis* [=*E. intestinalis*]), e 27 (Taylor *et al.* 2001; *Ulva linza* [=*E. linza*]), 18 (Wiencke & Davenport 1987; Wieneke *et al.* 1992; *C. rupestris*), 15 (Reed *et al.* 1980; Reed 1983; 1984; *P. lanosa*). Estes valores representam as condições ideais de salinidade determinando elevada produtividade (fotossíntese) e conversão em biomassa.

Uma vez que o governo do estado do Rio de Janeiro pretende alargar a entrada do Canal do Jardim de Alah, que é a ligação da laguna com o mar, conseqüentemente a laguna receberá um maior aporte de água marinha (COPPE 2006), que certamente modificará a dinâmica do ambiente. Na Lagoa Rodrigo de Feitas, as espécies de macroalgas dominantes, são *Polysiphonia subtilissima*, *Cladophora vagabunda* e *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa* (Loureiro 2007). Este estudo tem o intuito de testar o desempenho fotossintético destas espécies em diferentes salinidades a fim de verificar seus limites de tolerância.

Material e Métodos

A Lagoa Rodrigo de Freitas (22°57'02" a 22°58'09"S e 43°11'09"-43°13'03"W) apresenta um espelho de água de 2,2 km² e volume de aproximadamente 6 milhões de m³ (FEEMA 2002). É caracterizada como uma laguna abrigada, com fundo lodoso, ou como uma bacia de acumulação de águas pluviais, de aspecto estuarino com salinidade média de 15. A água do mar penetra na laguna no período da preamar das marés de sizígia, pelo Canal do Jardim de Alah que é a única ligação com o mar. Os rios que deságuam na Lagoa Rodrigo de Freitas são: o Rio dos Macacos, com área de drenagem de 7,2 km², o Rio Rainha, com 4,3 km² e o Rio Cabeças, que tem a menor área de drenagem, com 1,9 km² (FEEMA 2002). *Ruppia maritima* L. ocorre fixa no fundo lodoso da laguna (Oliveira *et al.* 1983).

Considerou-se a nomenclatura taxonômica adotada por Hayden *et al.* (2003), que devido evidencia molecular reuniu os gêneros *Ulva* e *Enteromorpha* como originalmente proposto por Linneaus.

Foram analisadas amostras de *Ulva flexuosa* (Wulfen) J. Agardh subsp. *flexuosa*, *Cladophora vagabunda* (L.) van den Hoek e *Polisyphonia subtilissima* Mont. Os exemplares utilizados no experimento foram coletados aleatoriamente em locais próximos as margens da laguna. No local, cada amostra foi limpa de epífitas e de organismos epibiontes e disposta em fraseos de DBO, com 300 ml de capacidade de água nas seguintes salinidades: 10, 15 e 25. Foi utilizada a Escala Prática de Salinidade (PSS = Practical Salinity Scale), mensurada com o uso de refratômetro manual, marca Atago, modelo S10. Salinidade 10 representa o extremo de contribuição de água doce, 15 a média atual da salinidade da laguna e 25 a média da salinidade que provavelmente poderá ocorrer, caso o canal de ligação entre a laguna e o mar seja alargado (COPPE 2006). As salinidades foram obtidas pelo método de congelamento e descongelamento da água do mar (Oliveira *et al.* 1995), no qual as primeiras alíquotas descongeladas são as mais salinas.

Para cada salinidade foram realizadas quatro repetições de luz e quatro repetições de escuro no mês de setembro de 2006. A água utilizada foi filtrada em filtro de éster celulose com 0,45 mm de poro da marca Millipore. Posteriormente, cada litro foi esterilizado em forno microondas por 10 minutos, na potência máxima. A água foi mantida em quarto escuro para a redução do oxigênio dissolvido. Amostras de 10 mg de cada espécie foram utilizadas, as quais permaneceram, em regra, por 30 minutos em incubação, até a visualização de pequenas bolhas na superfície das ramificações, sob irradiância de 500 ± 5 µmol de fótons.m^{-2}·s^{-1}. Esta é a intensidade que reproduz a profundidade onde essas algas são encontradas ao longo da laguna (50 cm de profundidade em relação à linha de água). A irradiância foi obtida com medidor de irradiância modelo Datalogger Licor 1000. O sensor do aparelho foi colocado abaixo das malhas. O oxigênio dissolvido foi medido através de oxímetro portátil (medição de mg.l) modelo Q-408P Quimis.

Os valores de fotossíntese brutos, líquidos e respiração foram calculados através das seguintes fórmulas sugeridas em Czaplewski, & Parker (1974): Fotossíntese Bruta (garrafa iluminada – garrafa escura)/(tempo em horas x coeficiente de fotossíntese). O coeficiente de fotossíntese apresenta um valor fixo de 1,2; Fotossíntese Líquida (garrafa iluminada – garrafa inicial)/(tempo em horas x coeficiente de fotossíntese); Respiração (garrafa inicial – garrafa escura) x coeficiente de respiração/tempo em horas. O coeficiente de respiração apresenta um valor fixo de 1. Os valores de respiração e as taxas foram medidas por oxigênio e convertidas para carbono. As taxas explicitadas no texto referem-se à fotossíntese líquida.

Para o tratamento dos dados de produtividade de cada espécie foi testada a normalidade (teste de Shapiro-Wilk) e a homogeneidade das variâncias (Teste de Cochran) para utilizar a análise de variância unifatorial (ANOVA) que verificou a diferença da produtividade nas salinidades testadas. Os resultados estão representados graficamente em média, erro padrão e desvio padrão. O intervalo de confiança para todos os testes de significância foi de 95% ($P = 0,05$). Foram utilizados os programas Office-Excel 2002 *Microsoft*® e Statistica 6.0 *StatSoft*®.

Resultados

Ulva flexuosa subsp. *flexuosa*, *Cladophora vagabunda* e *Polysiphonia subtilissima* apresentaram diferentes respostas nas salinidades testadas. Quando as taxas fotossintéticas obtidas nas três salinidades foram comparadas, *P. subtilissima* (ANOVA, $F = 5,26$, $P < 0,05$, n = 4, Fig. 1) e *C. vagabunda* (ANOVA, $F = 7,23$, $P < 0,05$, n = 4, Fig. 2) apresentaram maior produção fotossintética na salinidade de 15, enquanto nas demais salinidades (10 e 25) elas não diferiram (*C. vagabunda* ANOVA, $F = 0,32$, $P = 0,14$, n = 4 e *P. subtilissima* ANOVA, $F = 0,55$, $P = 0,19$, n = 4). Diferentemente, *U. flexuosa* subsp. *flexuosa* não apresentou diferença em suas taxas fotossintéticas (ANOVA, F = 0,67, $P = 0,09$, n =4, Fig. 3).

A fotossíntese líquida de *P. subtilissima* (16,6 ± 0,59 $mgCm^{-3}h^{-1}$) na salinidade 15, foi maior do que a de *C. vagabunda* (13,3 ± 0,61 $mgCm^{-3}h^{-1}$) e de *U. flexuosa* subsp. *flexuosa* (12,6 $mgCm^{-3}h^{-1}$, ANOVA, $F = 3,47$, $P < 0,05$, n =4, Fig. 3). Por outro lado, as produtividades de *C. vagabunda* e de *U. flexuosa* não diferiram tanto na salinidade 10 (ANOVA, $F = 0,09$, $P = 0,06$, n = 4), quanto na 15 (ANOVA, $F = 0,43$, $P = 0,07$, n = 4) e na 25 (ANOVA, $F = 0,27$, $P = 0,08$, n = 4). Nas salinidades de 10 (ANOVA, $F = 0,08$, $P = 0,07$, n = 4) e 25 (ANOVA, $F = 0,10$, $P = 0,06$, n = 4), todas as espécies mostraram valores semelhantes de produtividade, ou seja, 11,02 ± 0,45 $mgCm^{-3}h^{-1}$ (Figs. 1, 2 e 3).

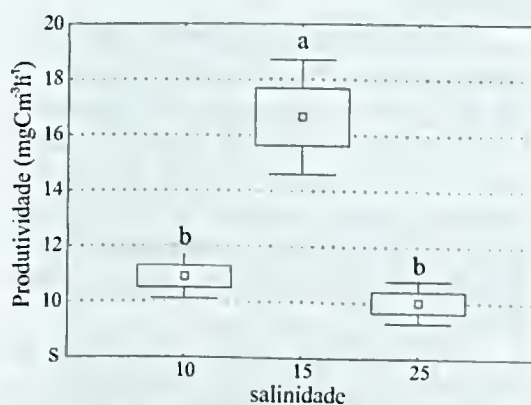



Figura 1 – Taxas fotossintéticas líquidas de *Polysiphonia subtilissima* em diferentes salinidades. As letras indicam as diferenças estatísticas (ANOVA, $P < 0,05$, n = 4, Tukey) e ▫ = média, ☐ = ± erro padrão e ⌶ = ± desvio padrão.

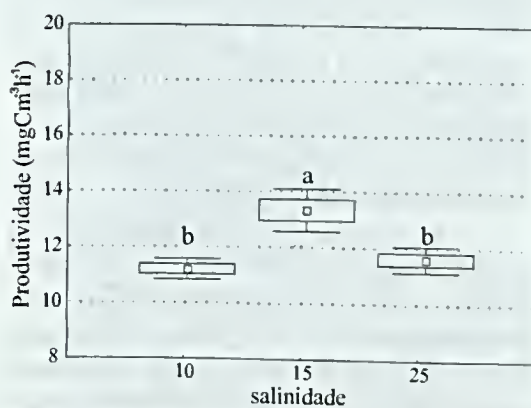



Figura 2 – Taxas fotossintéticas líquidas de *Cladophora vagabunda* em diferentes salinidades. As letras indicam as diferenças estatísticas (ANOVA, $P < 0,05$, n = 4, Tukey). ▫ = média, ☐ = ± erro padrão e ⌶ = ± desvio padrão.

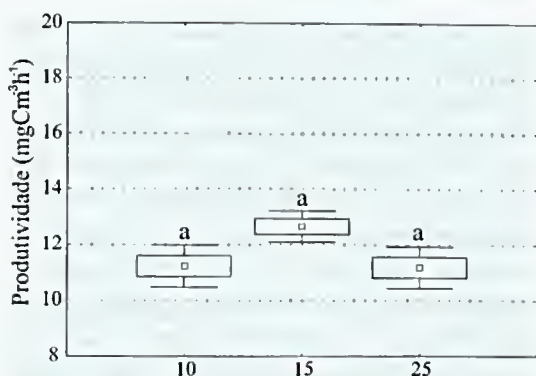



Figura 3 – Taxas fotossintéticas líquidas de *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa* em diferentes salinidades. As letras indicam as diferenças estatísticas (ANOVA, $P < 0{,}05$, n = 4, Tukey). ▫ = média, ☐ = ± erro padrão e ⌶ = ± desvio padrão.

Discussão

Atualmente na Lagoa Rodrigo de Freitas, o aporte de água do mar, principalmente em dias de ressaca, é controlado pelo fechamento das comportas do canal do Jardim de Alah e quando este fechamento coincide com os dias chuvosos, ocorre uma maior contribuição de água doce do que marinha, observada através de medições a cada dois dias nestas ocasiões (Loureiro 2007).

As respostas da produtividade de *Polysiphonia subtilissima,* submetida às salinidades de 10 e 25, mostraram a efetiva influência da salinidade na performance fotossintética desta espécie na Lagoa Rodrigo de Freitas. Este resultado corrobora as afirmações de Gessner & Schramm (1971) sobre a existência de valores ótimos de salinidade para a fotossíntese, a respiração e o crescimento para cada espécie. Nesse caso, sugere-se a ocorrência de um ecótipo de *P. subtilissima* nesta laguna, explicada pela sua maior produtividade na salinidade 15.

A ausência de diferença significativa na produtividade de *Ulva flexuosa* subsp. *flexuosa* e de *Cladophora vagabunda* entre as salinidades de 10 e 25, mostra a tolerância destas espécies as variações de salinidade, confirmando a sua classificação como espécies oportunistas e de rápida recuperação quando expostas à situações estressantes (Wiencke & Davenport 1987; Wiencke et al 1992). Nesta situação, *U. flexuosa* parece ser a espécie mais eurihalina, uma vez que não houve diferença significativa entre as três salinidades. Este fato, também foi observado por Mcavoy & Klug (2005) ao estudarem a ecofisiologia de *U. intestinalis* L. (= *E. intestinalis*) em ambientes estuarinos. De fato, Lobban e Harrison (1997) afirmam que a presença de macroalgas, exclusivamente marinhas, em salinidades reduzidas faz com que a pressão de turgor cresça e as células, por conseguinte, se expandam desde que suas paredes sejam elásticas o suficiente para suportar tal tensão. A força das paredes celulares e a habilidade das células de manterem seu potencial osmótico interno determinam a resistência da espécie à baixa salinidade. Tal situação modifica por completo a resposta da alga quando colocada em situação de estresse, comprometendo as suas funções, como, por exemplo, sua produção. Por outro lado, cabe lembrar que *Ulva flexuosa* e *Cladophora vagabunda* foram encontradas na laguna hiperhalina de Araruama, local com salinidade desde marinha (35) até 55 e em lagunas com salinidades estuarinas, variando de 18 a 20 (Reis & Yoneshigue-Valentin 1996; Pedrini 1980; Coutinho & Seeliger 1984).

Quanto à resposta de *Polysiphonia subtilissima* na salinidade 15, demonstrada pela sua maior produtividade, o controle da pressão de turgor ou a resistência foi constatado para este gênero. Reed (1983, 1984) observou que na alga estuarina *Polysiphonia lanosa* (L.) Tandy, o ajuste do seu potencial osmótico interno por osmólitos, era auxiliado por mudanças no volume celular. Quando comparadas as suas contrapartes marinhas, as paredes celulares dos espécimes estuarinos são mais finas e menos rígidas, permitindo assim que a célula inche ou esvazie de acordo com o gradiente osmótico. Reed (1983) também comenta que a necessidade de adaptação a múltiplos estresses em pequena escala de tempo leva a uma seleção de espécies mais resistentes ou até mesmo uma regulação parcial da pressão de turgor. Tais espécies são freqüentemente

encontradas em estuários e em zonas entremarés como as que são tratadas neste trabalho.

Uma vez duas das três espécies estudadas apresentaram uma redução na produtividade liquida, como observado nas salinidades de 10 e 25, supomos que com a abertura do canal do Jardim de Alah poderão ocorrer modificações na dinâmica das populações de algas locais. Entretanto, existem exemplos de ampla resistência, como observado por Gessner & Schramm (1971), com *U. lactuca* L., conhecida como espécie eurihalina, a qual quando foi submetida gradativamente da salinidade zero até a salinidade marinha, tem sua biomassa reduzida. Posteriormente, quando transferida para a água do mar, sua biomassa voltou aos valores normais.

Considerando que o alargamento do Canal do Jardim de Alah mudará o padrão atual da salinidade da Lagoa Rodrigo de Freitas, a dinâmica das populações de algas poderá sofrer mudanças. Isto pode ser exemplificado pelas duas espécies mais representativas de algas desta laguna, *Cladophora vagabunda* e *Polysiphonia subtilissima,* testadas neste estudo, que mostraram uma redução na produtividade liquida quando expostas a uma salinidade maior.

Agradecimentos

À Fundação Estadual de Engenharia do Meio Ambiente - FEEMA por conceder dados ambientais da laguna e, em especial, à Dra. Cristina Aparecida Gomes Nassar pelas inúmeras sugestões durante a realização desta pesquisa.

Referências Bibliográficas

COPPE. 2006. Periódicos COPPE, artigo 558. Acessado em 10 de janeiro de 2006. http://www.planeta.coppe.ufrj.br/artigo.php?artigo=558.

Coutinho, R. & Seeliger U. 1984. Seasonal occurrence and growth of benthic algae in the Patos Lagoon estuary, Brazil. Estuarine. Coastal and Shelf Science 23(6): 889-900.

Czaplewski, L. R. & Parker M., 1974. Use of a BOD Oxygen Probe for Estimating Primary Productivity. Limnology and Oceanography 18(1): 152-154.

FEEMA. 2002. Qualidade da água da Lagoa Rodrigo de Freitas. Relatório de resultados obtidos através de campanhas de monitoramento e inspeções realizadas no período de Fevereiro/2000 a Maio/2002, 40p.

Gessner, F. & Schramm, W. 1971. Salinity: plants. *In*: Kinne, O. (org.). Marine Ecology. Pp. 705-820.

Hayden, H. S.; Blomster, J.; Maggs, C. A.; Silva, P. C.; Stanhope, M. J. & Waaland, J. R. 2003. Linneaus was right all along: *Ulva* and *Enteromorpha* are not distinct genera. European Journal of Phycology 38: 277-294.

Kim, K. Y. & Lee, I. K. 1996. The germling growth of *Enteromorpha intestinalis* (Chlorophyta) in laboratory culture under different combinations of irradiance and salinity and temperature and salinity. Phycologia 35: 327-331.

Loureiro, R. R. 2007. Caracterização das assembléias de macroalgas da Lagoa Rodrigo de Freitas, Rio de Janeiro, Brasil. Dissertação de Mestrado. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 67p.

Martins, I.; Oliveira, J. M.; Flindt, M. R. & Marques, J. C. 1999. The effect of salinity on the growth rate of the macroalgae *Enteromorpha intestinalis* (Chlorophyta) in the Mondego estuary (west Portugal). Acta Oecologica 20: 259-265.

Mcavoy, M. K. & Klug, J. L. 2005. Positive and negative effects of riverine input on the estuarine green alga *Ulva intestinalis* L. (= *Enteromorpha intestinalis*). Hydrobiologia 545: 1-9.

McGlathery, K. J.; Pedersen, M. F. & Borum, J. 1996. Changes in intracellular nitrogen pools and feedback controls on nitrogen uptake in *Chaetomorpha linum* (Chlorophyta). Journal of Phycology 32: 393-401.

______; Krause-Jensen, D.; Rysgaard, S. & Christensen, P. B. 1997. Patterns of

ammonium uptake within dense mats of the filamentous macroalga *Chaetomorpha linum*. Aquatic Botany 59: 99-115.

______ & Pedersen, M. F. 1999. The effect of growth irradiance on the coupling of carbon and nitrogen metabolism in *Chaetomorpha linum* (Chlorophyta). Journal of Phycology 35: 721-731.

Oliveira, E. C.; Paula, E. J.; Plastino, E. M. & Petti, R. 1995. Metodologias para o cultivo axênico de macroalgas marinas *in vitro*. *In*: Alveal, K; Ferrario, M. E.; Oliveira, E. C. & Sar, E. (orgs.). Manual de métodos ficológicos. Universidad de Concepción, Chile. Pp. 429-455.

Oliveira, E. C.; Prirani, J. R. & Giulietti A. M. 1983. The brazilian seagrasses. Aquatic Botany 16: 251-267.

Pedrini, A. G. 1980. Algas marinhas bentônicas da Baía de Sepetiba e arredores (Rio de Janeiro). Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 397p.

Poole, L. J. & Raven, J. A. 1997. The biology of *Enteromorpha*. *In:* Round, F. E. & Chapman D. J. (eds.). Progress in phycological research. Biopress Ltd., Bristol. 148p.

Ramus, J. & Venable, M. 1987. Temporal ammonium patchiness and growth rate in *Codium* and *Ulva* (Ulvophyceae). Journal of Phycology 23: 518-523.

Reed, H. R.; Collins, J. C. & Russel, G., 1980. The efects of salinity upon cellular volume of the marine alga *Polysiphonia lanosa* (L.) Tandy. Journal of Experimental Botany 31: 1521-1531.

______. 1983. The osmotic responses of *Polysiphonia lanosa* (L.) Tandy from marine and estuarine sites: Evidence for incomplete recovery turgor. Journal Experimental Marine Ecology 68: 169-193.

______. 1984. The effects of extreme hyposaline stress upon *Polysiphonia lanosa* (L.) Tandy from marine and estuarine sites. Journal of Experimental Marine Ecology 76: 131-144.

Reis, R. P. & Yoneshigue-Valentin, Y. 1996. Distribuição das macroalgas da Lagoa de Araruama, estado do Rio de Janeiro, Brasil. Revista Brasileira Botânica 19(1): 77-85.

Taylor, R.; Fletcher, R. L. & Raven, J. A. 2001. Preliminary studies on the growth of selected 'green tide' algae in laboratory culture: effects of irradiance, temperature, salinity, and nutrients on growth rate. Botanica Marina 44: 327–336.

Wiencke, C.; Gorham, J.; Tomos, D. & Davenport, J. 1992. Incomplete turgor adjustment in *Cladophora rupestris* under fluctuating salinity regimes. Estuarine, Coastal and Shelf Science. 34(4): 413-427.

______ & Davenport, J. 1987. Respiration and photosynthesis in the intertidal alga *Cladophora rupestris* (L.) Kuetz. under fluctuating salinity regimes. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 114(2-3): 183-197.

Distribuição espacial, fenologia da floração e síndrome floral de espécies de Bignonieae (Bignoniaceae)[1]

Veridiana Vizoni Scudeller[2], *Milene Faria Vieira*[3] & *Rita Maria de Carvalho-Okano*[3]

Resumo

(Distribuição espacial, fenologia da floração e síndrome floral de espécies de Bignonieae (Bignoniaceae)) No Brasil, 85% das Bignoniaceae são representadas pela tribo Bignonieae, caracterizada pelo hábito trepador e arbustivo escandente. No Parque Estadual do Rio Doce (PERD), um dos últimos remanescente de Mata Atlântica em Minas Gerais, foram registradas 37 espécies dessa tribo. O presente estudo teve como objetivos: descrever a distribuição vertical das espécies de Bignonieae do PERD; reconhecer os padrões fenológicos de floração apresentados por elas; e associar os padrões morfológicos de corola e síndromes florais já estabelecidos com aqueles encontrados no PERD. As 37 espécies de Bignonieae foram observadas periodicamente, no período de 15 meses e 32 visitas. A distribuição vertical ocorreu em três estratos: dossel (75,7%), entre-copa (16,2%) e sub-bosque (8,1%), significando que 24,3% dessas espécies difundiram-se para outros nichos ecológicos, além do estrato superior da mata. Os padrões fenológicos de floração foram: floração maciça em 40,6% das espécies, várias florações maciças em 21,6%, estacionário modificado em 16,2% e cornucópia em 13,5%. O tipo de corola Anemopaegma foi o mais representativo (44,1% das espécies estudadas), seguido do tipo Stizophyllum e Cydista (14,7%, cada), Pithecoctenium e Pyrostegia (11,8%, cada) e Tynnanthus (2,9%). Associando a morfologia da corola ao possível polinizador, verificou-se que 83,8% das espécies apresentam tipos florais relacionados à melitofilia, reforçando a importância das Bignonieae na manutenção de abelhas médias e grandes em florestas tropicais.

Palavras-chave: Floresta Atlântica, distribuição vertical, padrão fenológico, morfologia floral, lianas.

Abstract

(Spatial distribution, flowering phenology and floral syndrome of Bignonieae species (Bignoniaceae)) The tribe Bignonieae represents eighty-five percent of Bignoniaceae in Brazil, which are predominantly lianas, although some genera also have a few suffruticose species. At the Parque Estadual do Rio Doce (PERD), one of the last Atlantic Forest stretches in the state of Minas Gerais, 37 species of that tribe were recorded. The main purposes of the present study were: to describe the PERD's Bignonieae species vertical distribution and to recognise the flowering phenological patterns displayed by them; and associating corolla morphological patterns and established floral syndromes with those found at PERD. All thirty-seven species were observed on 32 visits during 15 months. Vertical distribution occurred in three strata: canopy (75.7%), intra-crown (16.2%) and under-storey (8.1%), meaning that 24.3% of those species spread out to other ecological niches, besides the forest's higher stratum. The flowering phenological patterns were: big bang in 40.6% of the species, multiple bang in 21.6%, modified steady state in 16.2% and cornucopia in 13.5%. The Anemopaegma corolla type was the most representative (44.1% of the studied species), followed by the types Stizophyllum and Cydista (14.7%, each), Pithecoctenium and Pyrostegia (11.8%, each) and Tynnanthus (2.9%). Associating the floral morphology to a possible pollinator it was found that 83.8% of the species display floral types associated to bee-pollination, highlighting the importance of the Bignonieae on the maintenance of the large and middle sized bees in tropical forests.

Key words: Atlantic forest, vertical distribution, phenological patterns, floral morphology, lianas.

Introdução

Bignoniaceae Juss. compreende oito tribos, cerca de 109 gêneros e 750 espécies com distribuição, predominantemente, neotropical (Mabberley 1997). Segundo Gentry (1980), o Brasil é o maior centro de diversidade dessa família, com 55 gêneros e 316 espécies, distribuídas nas tribos Bignonieae, Crescentieae e Tecomeae. A tribo Bignonieae possui 50 gêneros e 349 espécies, desses 45 gêneros e 269 espécies

Artigo recebido em 06/2007. Aceito para publicação em 04/2008.
[1]Parte da dissertação de Mestrado em Botânica da primeira autora, Universidade Federal de Viçosa, MG
[2]Universidade do Estado do Amazonas, Programa de Pós-graduação em Biotecnologia e Recursos Naturais – MBT/ESA, Av. Carvalho Leal 1777, 69065-170, Manaus, AM. scudellerveridiana@hotmail.com
[3]Universidade Federal de Viçosa, Departamento de Biologia Vegetal, 36570-000, Viçosa, MG. mfvieira@ufv.br
Apoio financeiro: FAPEMIG

(cerca de 74% do total da tribo) são registradas no Brasil (Gentry 1980). Gentry (1973) mencionou que as Bignoniaceae, particularmente a tribo Bignonieae, representam a mais importante família de lianas nos ecossistemas florestais da América Central.

Segundo Gentry (1974a, b), as espécies de Bignonieae são principalmente lianas e arbustos escandentes, e Crescentieae e Tecomeae são arborescentes. Esse autor agrupou espécies dessas tribos, com distribuição na América Central, em cinco diferentes padrões fenológicos, 10 tipos florais e seis síndromes de polinização. Apesar da ampla variação de estratégias de polinização, Gentry (1974b) verificou que a maioria das espécies é polinizada por abelhas de tamanhos médio e grande (≥ 12 mm, *sensu* Frankie *et al.* 1983). Trabalhos realizados no Brasil também têm demonstrado que as Bignoniaceae são polinizadas principalmente por abelhas médias e grandes (Yanagizawa & Gottsberger 1982; Yanagizawa 1983; Silberbauer-Gottsberger & Gottsberger 1988; Amaral 1992; Vieira *et al.* 1992; Dutra & Machado 2001).

Abelhas médias e grandes são consideradas os principais polinizadores de florestas tropicais, especialmente de espécies de dossel; nesse estrato 44,2% das espécies são polinizadas por elas (Bawa 1990; Frankie *et al.* 1990). As flores polinizadas por esses insetos são relativamente grandes, coloridas e morfologicamente especializadas, como observado em espécies de Bignoniaceae, Fabaceae, Melastomataceae e Orchidaceae (Bawa 1990).

O Parque Estadual do Rio Doce (PERD) é um dos últimos redutos de Floresta Atlântica, sob proteção legal em Minas Gerais, Brasil. Scudeller & Carvalho-Okano (1998) registraram 36 espécies de Bignonieae ocorrendo nesse Parque, além de uma nova espécie descrita por Scudeller (2000). Outros levantamentos florísticos, no território nacional e com o mesmo grupo taxonômico, como os de Lohmann (1999), na Reserva Ducke (AM), e por Kim (1996), em Floresta Atlântica (SP), que registraram, respectivamente, 40 e 32 espécies de Bignonieae, têm demonstrado a riqueza de espécies dessa tribo em ecossistemas florestais brasileiros.

Considerando a importância ecológica e a riqueza em espécies de Bignoniaceae, especialmente de Bignonieae, em florestas brasileiras, esse estudo objetivou: 1) descrever a distribuição vertical das espécies de Bignonieae do PERD; 2) reconhecer os padrões fenológicos de floração apresentados por essas espécies, associando-os aos estabelecidos na literatura; e 3) correlacionar os padrões morfológicos de corola e síndromes florais estabelecidos na literatura com os encontrados nas espécies de Bignonieae do PERD.

Material e Métodos

Local de estudo

O PERD está localizado entre os meridianos 42°38'30" e 42°28'18"W e os paralelos 19°48'18" e 19°29'24"S, nos municípios de Timóteo, Marliéria e Dionísio, estado de Minas Gerais, na confluência dos rios Piracicaba e Doce, compreendendo uma área de aproximadamente 36.000 ha (IEF 1994). O PERD está inserido na unidade geomorfológica caracterizada como Depressão Interplanáltica do Rio Doce, onde prevalecem duas formas de relevo: as colinas, em sua maioria convexas, originadas da dissecação fluvial de superfícies de aplainamento, datadas do Terciário Superior e Pleistoceno, e as planícies (Gilhuis, 1986; SIF & IEF 1990). O clima, segundo a classificação de Köppen é do tipo megatérmico, tropical úmido de savana, tipo A_w (SIF & IEF 1990). O regime pluviométrico consiste de uma estação chuvosa (de outubro a março) e uma estação seca (de abril a setembro), apresentando variações de 235 mm em dezembro a 9 mm em agosto. A vegetação do PERD trata-se de uma Floresta Estacional Semidecidual Submontana (Veloso *et al.* 1991), caracterizada por representar uma floresta primária bem estratificada (Gilhuis 1986).

Espécies estudadas

Foram estudadas as 37 espécies de Bignonieae (Tab. 1) ocorrentes no PERD (Scudeller & Carvalho-Okano 1998; Scudeller 2000), no período de 15 meses (de setembro/1995 a fevereiro/1997) e num total de 32 viagens de

um a dois dias ao Parque. Material-testemunho foi depositado no Herbário VIC do Departamento de Biologia Vegetal da Universidade Federal de Viçosa e no Herbário do PERD.

Para a distribuição vertical foram consideradas as observações de campo, adicionadas à presença ou ausência de estruturas de fixação e ao hábito das plantas (liana ou arbusto escandente).

Os períodos de floração foram obtidos a partir de observações de campo e identificados de acordo com os cinco padrões de fenológicos propostos por Gentry (1974a, b, 1980), para Bignoniaceae, a saber: estacionário ('steady state') para espécies que apresentam poucas flores em antese por dia, durante um longo período, e sendo associado à quiropterofilia. Estacionário modificado ('modified steady state') para espécies que praticamente não apresentam sazonalidade nos períodos de floração; possuem baixo sincronismo de florescimento entre seus indivíduos, poucas inflorescências por indivíduo, florescendo em intervalos esporádicos e curtos, porém perfazendo longos períodos, usualmente meses e que são freqüentemente polinizadas por abelhas; cornucópia ('cornucopia') considerada pelo autor a mais comum entre os representantes de Bignoniaceae; as espécies com esse padrão fenológico produzem um grande número de flores, com alto sincronismo entre os indivíduos, em uma única estação do ano; a produção de flores ocorre durante muitas semanas, até mesmo alguns meses, atraindo um espectro de polinizadores potenciais, principalmente abelhas. O padrão floração maciça ('big bang') foi relacionado por Gentry (1974a, b) às espécies que geralmente produzem muitas flores durante poucos dias do ano e são polinizadas por abelhas. O padrão várias florações maciças ('multiple bang') também foi relacionado às espécies polinizadas por abelhas. Para Gentry (1974a, b) nesse tipo ocorre produção de várias florações maciças, ao longo do ano; as espécies desse padrão não possuem disco nectarífero e florescem concomitantemente à outras espécies nectaríferas, sendo polinizadas por engano.

Os tipos morfológicos de corola foram determinados de acordo com Gentry (1974b, 1980), a saber: Anemopaegma para o autor é o mais comum entre os representantes da família, caracteriza-se por apresentar flores que produzem odor suave, néctar, corola com tubo cilíndrico, freqüentemente amarela ou lilás e com o interior do tubo de coloração diversa, observadas em espécies melitófilas (Faegri & van der Pijl 1979). O tipo Cydista é encontrado em espécies com corola infundibuliforme e comprimida dorsi-ventralmente, potencialmente melitófilas. O tipo Pithecoctenium é caracterizado pelas flores melitófilas, geralmente brancas ou creme, odoríferas e nectaríferas, com tubo da corola carnoso e recurvado num ângulo de 90°. O tipo Pyrostegia com flores de coloração vermelha a vermelho-alaranjada, corola tubulosa e cilíndrica, com estames exsertos, características da síndrome de ornitofilia (Grant & Grant 1968; Faegri & van der Pijl 1979). A corola do tipo Tynnanthus caracteriza-se por flores reduzidas, marcadamente bilabiadas e anteras sub-exsertas, predominantemente psicófilas. Amaral (1992) caracterizou o tipo Lundia por apresentar flores ressupinadas e ausência de disco nectarífero e as espécies associadas ao tipo Stizophyllum apresentam características semelhantes ao Cydista, diferindo pela presença de dobras na porção inferior da colora, denominadas pela autora de 'guias de língua'. Esses autores classificaram as espécies de Bignoniaceae considerando os seguintes dados: morfologia floral, coloração da corola, posição dos estames (se ressupinados ou não), presença de disco nectarífero e agente polinizador.

As síndromes florais foram classificadas por meio da análise do material no campo e, ou, de flores conservadas em álcool 70% e fotografias, complementadas com dados de literaturas específicas da família (Gentry 1974b, 1980) e de literaturas que caracterizam as síndromes (Faegri & van der Pijl 1979; Bawa *et al.* 1985; Bawa 1990; Vogel 1990).

As espécies *Adenocalymma macrophyllum*, *Arrabidaea rego* e *Pleonotoma stichadenium* não foram observadas em floração (Scudeller &

Tabela 1 – Habitat, padrão fenológico de floração, morfologia floral e síndrome floral de espécies de Bignonieae no Parque Estadual de Rio Doce, MG.

Espécie	Habitat	Padrão fenológico	Morfologia floral	Síndrome floral
Adenocalymma bracteatum (Cham.) DC.	D	FM	Pithecoctenium	Melitofilia
A. cymbalum (Cham.) Bureau & K. Schum.	D	FM	Anemopaegma	Melitofilia
A. macrophyllum DC.	SB	-	Pyrostegia	Omitofilia
A. magnoalatum Scudeller	BC	VFM	Anemopaegma	Melitofilia
A. marginatum DC.	D	EM (?)	Anemopaegma	Melitofilia
A. pleiadenium Bureau & K. Schum.	SB	CO	Pyrostegia	Omitofilia
A. subsessilifolium DC.	SB	CO (?)	Pyrostegia	Omitofilia
Anemopaegma floridum Mart. *ex* DC.	BC	EM	Anemopaegma	Melitofilia
A. setilobum A. H. Gentry	D	EM	Pithecoctenium	Melitofilia
Arrabidaea brachypoda Bureau	D	CO	Anemopaegma	Melitofilia
A. chica (Humb. & Bonpl.) Verl.	D	VFM	Cydista	Melitofilia
A. pubescens (L.) A. H. Gentry	D	FM	Anemopaegma	Melitofilia
A. pulchra (Cham.) Sandwith	D	VFM	Stizophyllum	Melitofilia
A. rego (Vell.) DC.	D	-	Cydista	Melitofilia
A. samydoides (Cham.) Sandwith	D	FM	Anemopaegma	Melitofilia
A. triplinervia (DC.) Bail. *ex* Bureau	D	FM	Stizophyllum	Melitofilia
A. tynanthoides A. H. Gentry	D	FM	Tynnanthus	Psicofilia
Callichlamys latifolia K. Schum.	D	FM	Anemopaegma	Melitofilia
Clytostoma binatum (Thunb.) Sandwith	D	FM	Cydista	Melitofilia
C. campanulatum Bureau & K. Schum.	D	EM	Anemopaegma	Melitofilia
C. costatum Bureau & K. Schum.	D	VFM (?)	Cydista	Melitofilia
Cuspidaria floribunda (DC.) A. H. Gentry	D	FM	Anemopaegma	Melitofilia
Distictella elongata (Vahl) Urb.	D	VFM (?)	Pithecoctenium	Melitofilia
Fridericia speciosa Mart.	D	EM	Pyrostegia	Omitofilia
Lundia corymbifera (Vahl) Sandwith	D	VFM (?)	Anemopaegma	Melitofilia
L. virginalis var. *nitidula* (DC.) A. H. Gentry	BC	VFM (?)	Anemopaegma	Melitofilia
Macfadyena unguis-cati (L.) A. H. Gentry	BC	FM	Cydista	Melitofilia
Manaosella cordifolia (DC.) A. H. Gentry	BC	CO	Stizophyllum	Melitofilia
Mansoa difficilis Bureau & K. Schum.	D	FM	Anemopaegma	Melitofilia
M. hirsuta DC.	D	FM	Anemopaegma	Melitofilia

Espécie	Habitat	Padrão fenológico	Morfologia floral	Síndrome floral
Mussatia prieurei (DC.) Bureau *ex* K. Schum.	D	VFM	Anemopaegma	Melitofilia
Parabignonia unguiculata (Vell.) A. H. Gentry	EC	FM	Cydista	Melitofilia
Pithecoctenium crucigerum (L.) A. H. Gentry	D	FM	Pithecoctenium	Melitofilia
Pleonotoma stichadenium K. Schum.	D	-	Cydista	Melitofilia
Pyrostegia venusta (Ker Gawl.) Miers	D	CO	Pyrostegia	Ornitofilia
Stizophyllum perforatum Miers	D	EM (?)	Stizophyllum	Melitofilia
Xylophragma myrianthum Sprague	D	FM	Stizophyllum	Melitofilia

D = Dossel; EC = Entre-Copa; SB = Sub-Bosque; FM = Floração Maciça; VFM = Várias Florações Maciças; EM = Estacionário modificado; CO = Cornucópia.

Carvalho-Okano 1998) e, por isso, suas morfologias e síndrome florais foram inferidas considerando as descrições das flores feitas em trabalhos taxonômicos (Bureau & Schumann 1896-1897) e o exame de material botânico depositado em herbários (*cf.* Scudeller & Carvalho-Okano 1998). Portanto, essas espécies não constam na Tabela 2.

Resultados e Discussão

A distribuição vertical das espécies de Bignonieae do PERD ocorreu em três estratos: dossel – lianas com gavinhas e que alcançam o dossel superior da floresta, desenvolvendo-se sobre a copa de árvores; entre-copa – lianas com gavinhas ou raízes adventícias e ramos pendentes encontrados por entre a copa da árvore suporte; e sub-bosque – arbustos escandentes sem gavinhas e restritos ao interior da floresta. A maioria das espécies estudadas (75,7%) ocorre em dossel, 16,2% entre-copa e 8,1% em sub-bosque (Tab. 1). Portanto, 24,3% das espécies do PERD difundiram-se para outros nichos ecológicos, além do estrato superior da mata.

Anemopaegma floridum, *Distictella elongata*, *Fridericia speciosa* e *Pyrostegia venusta* foram encontradas, muitas vezes, desenvolvendo-se diretamente sobre o solo, em locais abertos (com vegetação incipiente ou de pequeno porte), embora na mata ocorressem no dossel e, portanto classificadas como dossel, exceto *A. floridum*. As espécies de entre-copa (exceto *A. floridum*) e de sub-bosque, provavelmente, apresentam restrições na ocupação de ambientes abertos, principalmente, devido à intensidade de radiação solar, pois as mesmas (exceto *A. floridum*) não foram encontradas nesses ambientes (Tab. 1).

As espécies de sub-bosque apresentam modificações estruturais, que devem estar relacionadas à colonização desse ambiente, como: lignificação do caule, resultando em indivíduos com hábito arbustivo escandente; ausência de gavinha; sementes desprovidas de alas, uma vez que essas espécies ocorrem em ambiente no qual a dispersão pelo vento não é a mais eficiente; e apresentam síndrome floral relacionada à ornitofilia (Tab. 1).

As espécies estudadas, em conjunto, floresceram ao longo do trabalho de campo, exceto no mês de novembro (Tab. 2). Em agosto apenas duas espécies floresceram (*Anemopaegma setilobum* e *Mansoa difficilis*) e nos demais meses foram registradas de seis a 16 espécies com flores (Tab. 2). Entretanto, os diferentes números de espécies floridas em um mesmo mês, nos anos de 1995 e 1996, como outubro e dezembro, indicam que a fase de floração, de uma dada espécie, seria mais precisamente determinada se analisada por um período maior. Newstrom *et al.* (1994) mencionaram que estudos fenológicos deveriam ser realizados em um período de, pelo menos, cinco anos.

Tabela 2 – Período de floração de espécies de Bignonieae, no Parque Estadual do Rio Doce, MG, de setembro de 1995 a fevereiro de 1997.

	1995				1996												1997
Espécie	**Set**	**Out**	**Nov**	**Dez**	**Jan**	**Fev**	**Mar**	**Abr**	**Mai**	**Jun**	**Jul**	**Ago**	**Set**	**Out**	**Nov**	**Dez**	**Fev**
Adenocalymma bracteatum (Cham.) DC.											—						
A. cymbalum (Cham.) Bureau & K. Schum.							—										
A. magnoalatum Scudeller					—		—							—			
A. marginatum DC.				—			—	—	—								
A. pleiadenium Bureau & K. Schum.	—													—			
A. subsessilifolium DC.	—										—			—			
Anemopaegma floridum Mart. *ex* DC.	—			—	—		—		—	—							—
A. setilobum A. H. Gentry					—		—	—	—	—	—	—					—
Arrabidaea brachypoda Bureau							—	—	—								
A. chica (Humb. & Bonpl.) Verl.		—					—										—
A. pubescens (L.) A. H. Gentry																	—
A. pulchra (Cham.) Sandwith	—						—										
A. samydoides (Cham.) Sandwith								—									
A. triplinervia (DC.) Bail. *ex* Bureau																	—
A. tynanthoides A. H. Gentry										—							
Callichlamys latifolia K. Schum.									—								
Clytostoma binatum (Thunb.) Sandwith														—			
C. campanulatum Bureau & K. Schum.				—	—		—	—	—	—				—			—
C. costatum Bureau & K. Schum.					—		—			—							—

	1995								1996								1997
Espécie	**Set**	**Out**	**Nov**	**Dez**	**Jan**	**Fev**	**Mar**	**Abr**	**Mai**	**Jun**	**Jul**	**Ago**	**Set**	**Out**	**Nov**	**Dez**	**Fev**
Cuspidaria floribunda (DC.) A. H. Gentry					—												—
Distictella elongata (Vahl) Urb.				—	—						—					—	—
Fridericia speciosa Mart.	—			—	—		—		—	—						—	—
Lundia corymbifera (Vahl) Sandwith					—		—		—								—
L. virginalis var. *nitidula* (DC.) A. H. Gentry					—		—		—								—
Macfadyena unguis-cati (L.) A. H. Gentry									—								
Manaosella cordifolia (DC.) A. H. Gentry							—	—	—								—
Mansoa difficilis Bureau & K. Schum.	—											—					
M. hirsuta DC.	—										—						
Mussatia prieurei (DC.) Bureau *ex* K. Schum.	—			—			—							—			
Parabignonia unguiculata (Vell.) A. H. Gentry														—			
Pithecoctenium crucigerum (L.) A. H. Gentry																—	
Pyrostegia venusta (Ker Gawl.) Miers	—										—			—			
Stizophyllum perforatum Miers		—			—		—									—	
Xylophragma myrianthum Sprague	—													—			

Observa-se, na Tabela 2, que algumas espécies de um mesmo gênero (*Adenocalymma*, *Arrabidaea*, *Clytostoma* e *Lundia*) floresceram concomitantemente. Isso sugere que, para evitar cruzamentos interespecíficos, essas espécies devem apresentar estratégias reprodutivas peculiares, incluindo a ocorrência em habitats diferentes e, ou, polinizadores distintos, como verificado entre as espécies de *Adenocalymma* (Tab. 1). Gentry (1974b) verificou que espécies de *Arrabidaea* com sobreposição de floração e co-ocorrentes, apresentavam picos de floração em meses diferentes, embora sucessivos. Estudos complementares sobre a floração, além de outros aspectos da biologia da reprodução, auxiliarão na compreensão das estratégias reprodutivas dessas espécies.

As duas espécies de *Lundia* (*L. corymbifera* e *L. virginalis*) floresceram concomitante a outras espécies de diversos gêneros no PERD. Segundo Gentry (1974a) e Scudeller & Carvalho-Okano (1998) nelas inexiste o disco nectarífero e, provavelmente, a polinização ocorre após visitas feitas às suas flores por engano (Gentry 1974a) e, para tanto, as espécies de *Lundia* devem compartilhar o mesmo local de ocorrência e polinizador com outras espécies, para que sua estratégia tenha sucesso. No PERD, indivíduos de *Lundia corymbifera* foram encontrados florescendo juntamente com indivíduos de *Adenocalymma magnoalatum*, *Arrabidaea samydoides*, *A. brachypoda* e *Cuspidaria floribunda*. Em Viçosa, Zona da Mata de Minas Gerais, foi registrada a ocorrência de *L. obliqua* Sond. junto à *Arrabidaea pubescens* (L.) A. Gentry, ambas floridas em março, e, o que foi mais relevante nessa provável relação de associação, é que *L. obliqua* apresenta flor ressupinada. Essa última característica indica que, se houver polinizador comum para essas espécies, a deposição de pólen de cada uma ocorre em locais distintos do corpo do inseto. A frutificação em espécies de *Lundia* é rara (Gentry 1973). Há necessidade de estudos para confirmar essa suposição, especialmente em hábitats perturbados, uma vez que no PERD, os indivíduos de *L. corymbifera* associados a outras espécies foram observados, freqüentemente, em frutificação.

De acordo com as observações de campo e o acompanhamento periódico das espécies no PERD, foi possível classificar quatro padrões fenológicos de floração para as espécies estudadas, dentre os cinco estabelecidos por Gentry (1974a, b), que são: floração maciça em 40,6% das espécies, várias florações maciças em 21,6%, estacionário modificado em 16,2% e cornucópia em 13,5% (Tab. 1). Todos esses padrões estão associados à polinização, principalmente, por abelhas (Gentry 1974a). Esse autor considerou o padrão cornucópia o mais comum entre os representantes de Bignoniaceae. Os resultados do presente estudo (Tab. 1) podem ser o reflexo de um trabalho realizado exclusivamente com representantes da tribo Bignonieae ou de um acompanhamento sistemático das plantas no campo, como o realizado por Scudeller & Carvalho-Okano (1998).

O padrão fenológico de *Adenocalymma bracteatum* e *Pithecoctenium crucigerum* foi floração maciça, assim como o de *Arrabidaea samydoides* e *A. triplinervia* (Tab. 1). Diferentemente, Amaral (1992) identificou o padrão das duas primeiras espécies como estacionário modificado e das duas últimas como cornucópia.

De acordo com Gentry (1974a), o padrão várias florações maciças está associado a espécies que não possuem disco nectarífero e que florescem concomitantemente com outras espécies nectaríferas, sendo polinizadas por engano. *Clytostoma costatum*, entretanto, apresenta disco nectarífero (Scudeller & Carvalho-Okano 1998), de tal forma que a relação direta estabelecida por Gentry (1974a) não se confirma. Além disso, os representantes de *Lundia*, sem nectário, poderiam apresentar o padrão cornucópia, desde que a ausência de flores nos meses intermediários (Tab. 2) fosse interpretada como um problema de coleta, semelhante ao que Amaral (1992) verificou com outra espécie desse gênero. *C. costatum* e *Distictella elongata* não apresentaram o típico padrão várias florações maciças, porque um dos períodos de floração

foi extenso (três meses, Tab. 2). Porém, essas espécies apresentaram um segundo período de floração, relativamente curto (um mês, Tab. 2), e intervalo suficiente que permite afirmar não ter ocorrido problemas de amostragem. Por isso optou-se por enquadrar as referidas espécies no padrão várias florações maciças (Tab. 1).

Adenocalymma marginatum e *Stizophyllum perforatum* foram determinadas com dúvida no padrão estacionário modificado (Tab. 1), pois apresentaram dois períodos de floração (Tab. 2). Entretanto, *A. marginatum*, no campo, é muito semelhante às demais espécies do gênero e *S. perforatum* é pouco visível na vegetação, o que pode ter acarretado, para as duas, subamostragens. Amaral (1992) identificou o padrão de *A. marginatum* como cornucópia.

O padrão fenológico de *Adenocalymma subsessilifolium* foi considerado do tipo cornucópia (Tab. 1) por acreditar-se que o intervalo apresentado entre os meses de floração (Tab. 2) tenha sido falha de amostragem, visto que foram encontrados apenas três indivíduos dessa espécie em floração.

Todas as discrepâncias supracitadas sobre a fenologia de floração das espécies estudadas no PERD e das mesmas espécies estudadas em outros locais, provavelmente, estão relacionadas ao período de observação, ao número de representantes analisados de cada espécie ou à própria localização geográfica das áreas estudadas, como sugerido e constatado por Gentry & Emmons (1987), para outras espécies de Bignoniaceae.

O tipo de corola Anemopaegma foi o mais representativo (observado em 44,1% das espécies estudadas), seguido do tipo Stizophyllum e Cydista (em 14,7%, em cada tipo), Pithecoctenium e Pyrostegia (em 11,8%, em cada tipo) e Tynnanthus (em 2,9%). Gentry (1974b) também verificou que o tipo Anemopaegma é o mais comum entre os representantes de Bignoniaceae.

Amaral (1992) considerou os representantes de *Lundia*, com características próprias, como flores ressupinadas e ausência de disco nectarífero, propondo assim um novo tipo de corola, denominado Lundia. É necessário ressaltar que Gentry (1974b; 1980) não considerou como determinante as características posteriormente mencionadas por Amaral (1992), ao estabelecer os tipos de corola. Por isso, no presente estudo, as espécies de *Lundia* foram enquadradas no tipo Anemopaegma (Tab. 1). Além disso, nem todas as espécies desse gênero apresentam flor ressupinada. *Mussatia prieurei* foi incluída nesse tipo floral, apesar de possuir corola fracamente bilabiada. A outra espécie deste gênero, *M. hyacinthina* (Standl.) Sandw., foi enquadrada por Gentry (1974b) no tipo floral Tynnanthus.

Macfadyena unguis-cati foi associada ao tipo Cydista (Tab. 1), embora Gentry (1974b) a tenha definido como do tipo Anemopaegma; provavelmente, porque existem duas formas das flores de *M. unguis-cati* determinadas em exsicatas depositadas em herbários, inclusive pelo próprio Gentry, o que pode estar acarretando essa divergência de padrão morfológico da corola.

As espécies associadas ao tipo Stizophyllum (*sensu* Amaral 1992; Tab. 1) apresentaram características semelhantes ao tipo Cydista, diferindo desse pela presença de dobras na porção inferior do tubo da corola, denominadas de "guias de língua". *Arrabidaea pulchra* não apresenta a corola comprimida dorsi-ventralmente, mas apresenta dobras evidentes na porção inferior do tubo da corola, motivo pelo qual foi associada ao tipo Stizophyllum.

Adenocalymma bracteatum e *Anemopaegma setilobum* foram associadas ao tipo floral Pithecoctenium por apresentarem corola recurvada num ângulo de 45° e por apresentarem corola mais espessada, se comparada com a corola das outras espécies desses gêneros, apesar de suas flores serem amarelas (*cf.* Scudeller & Carvalho-Okano 1998).

Adenocalymma pleiadenium e *A. subsessilifolium* foram caracterizadas com corola tipo Pyrostegia por possuírem flores amarelas, coloração também observada na ornitofilia (Grant & Grant 1968; Raven 1972), e, além disso, ocorrem no sub-bosque (Tab. 1), estrato no qual se encontra a maioria das espécies ornitófilas de florestas (Bawa *et al.* 1985). *A. macrophyllum* não foi observada em floração, mas considerando que ocorre no sub-

bosque e suas características florais (Bureau & Schumann 1896-1897), essa espécie também é ornitófila (Tab. 1).

Apenas *Arrabidaea tynanthoides* foi considerada com o tipo floral Tynnanthus; essa espécie possui corola fortemente bilabiada, mas com anteras exsertas.

Em suma, 83,8% das espécies de Bignonieae do PERD apresentam tipos florais associados à melitofilia (Tab. 1), assim como a maioria das lianas (Frankie *et al.* 1983; Gentry 1991). Essa constatação reforça a importância dessas plantas na manutenção de abelhas médias e grandes em florestas tropicais, fornecendo recursos florais durante todo o ano. Essas abelhas são os principais polinizadores de espécies vegetais de dossel, incluindo espécies de Fabaceae, Malpighiaceae, Sapindaceae, além das Bignoniaceae, que são, comumente, representantes expressivos de florestas tropicais brasileiras, estando sempre entre as dez famílias mais abundantes ou com maior riqueza de espécies (Gentry 1988). Os resultados do presente estudo indicam que a manutenção dessas abelhas parece depender, em parte, da presença das Bignonieae, em florestas tropicais.

Agradecimentos

Ao Instituto Estadual de Florestas (IEF/MG) pela infra-estrutura e facilidades proporcionadas durante o trabalho de campo, à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa concedida à primeira autora e à Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) pelo apoio financeiro.

Referências Bibliográficas

Amaral, M. E. C. 1992. Ecologia floral de dez espécies da tribo Bignonieae (Bignoniaceae), em uma floresta semidecídua no município de Campinas, SP. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 189p.

Bawa, K. S. 1990. Plant-pollinator interactions in tropical rain forests. Annual Review of Ecology and Systematics 21: 399-422.

Bawa, K. S.; Bullock, S. H.; Perry, D. R.; Coville, R. E. & Grayum, M. H. 1985. Reproductive biology of tropical lowland rain forest trees. II. Pollination systems. American Journal of Botany 72: 346-356.

Bureau, I. E.; Schumann, K. 1896-1897. Bignoniaceae. *In:* Martius, C. F. P. & Eichler, A. G. (eds.). Flora brasiliensis. Monachii, Fleischer 8(2): 2-298.

Dutra, J. C. S. & Machado, V. L. L. 2001. Entomofauna visitante de *Stenolobium stans* (Juss.) Seem (Bignoniaceae), durante seu período de floração. Neotropical Entomology 30: 43-53.

Faegri, K. & van der Pijl, L. 1979. The principles of pollination ecology. Pergamon, Oxford, 291p.

Frankie, G. W.; Haber, W. A.; Opler, P. A. & Bawa, K. S. 1983. Characteristics and organization of large bee pollination systems in the Costa Rican dry forest. *In*: Jones, C. E. & Little, R. J. (eds.). Handbook of experimental pollination biology. Van Nostrand, New York. Pp. 411-447.

Frankie, W. G.; Vinson, S. B.; Newstrom, L. E.; Barthell, J. F.; Haber, W. A. & Frankie, J. K. 1990. Plant phenology, pollination ecology, pollinator behaviour and conservation of pollinators in neotropical dry forest. *In*: Bawa, K. S. & Hadley M. (eds.). Reproductive ecology of tropical forest plants. The Parthenon Publishing Group, New Jersey. Pp. 37-47.

Gentry, A. H. 1973. Generic delimitations of Central American Bignoniaceae. Brittonia 25: 226-242.

Gentry, A. H. 1974a. Flowering phenology and diversity in tropical Bignoniaceae. Biotropica 6(1): 64-68.

Gentry, A. H. 1974b. Coevolutionary patterns in Central American Bignoniaceae. Annals of Missouri Botanical Garden 61: 728-759.

Gentry, A. H. 1980. Bignoniaceae. I (Crescentieae and Tourrettieae). Flora Neotropica Monograph 25(1): 1-130.

Gentry, A. H. 1988. Changes in plant community diversity and floristic composition on

environmental and geographical gradients. Annals of Missouri Botanical Garden 75(1): 1-34.

Gentry, A. H. 1991. Breeding and dispersal systems of lianas. *In*: Putz, F. E. & Mooney, H. A. (eds.). The biology of vines. Cambridge University, Cambridge. Pp. 393-423.

Gentry, A. H. & Emmons, L. H. 1987. Geographical variation in fertility, phenology, and composition of the understory of neotropical forests. Biotropica 19: 216-227.

Gilhuis, J. P. 1986. Vegetation survey of the Parque Florestal Estadual do Rio Doce, MG, Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 112p.

Grant, K. A.; Grant, V. 1968. Hummingbirds and their flowers. Columbia University Press, New York, 101p.

Instituto Estadual de Florestas – IEF. 1994. Pesquisas prioritárias para o Parque Estadual do Rio Doce. Belo Horizonte, 35p.

Kim, A. C. 1996. Lianas da Mata Atlântica do estado de São Paulo. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 211p.

Lohmann, L. G. 1999. Bignoniaceae. *In:* Ribeiro, J. E. G.; Hopkins, M. J. G.; Vicentini, A.; Sothers, C. A.; Costa, M. A. S.; Brito, J. M.; Souza, M. A. D.; Martins, L. H.; Lohmann, L. G.; Assunção, P. A. C. L.; Pereira, E. C.; Silva, C. F.; Mesquita, M. R. & Procópio, L. C. (orgs.). Flora da Reserva Ducke. Guia de identificação das plantas vasculares de uma floresta de terra-firme na Amazônia Central. INPA, Manaus, Pp. 608-623.

Mabberley, D. J. 1997. The plant-book. 2ed. Cambridge University Press, Cambridge, 858p.

Newstrom, L. E.; Frankie, G. W. & Baker, H. B. 1994. A new classification for plant phenology based on flowering patterns in lowland tropical rain forest trees at La Selva, Costa Rica. Biotropica 26: 141-159.

Raven, P. H. 1972. Why are bird-visited flowers predominantly red? Evolution 26: 674.

Scudeller, V. V. 2000. A new species of *Adenocalymma* Martius *ex* Meisner (Bignoniaceae) from Minas Gerais, Brazil. Novon 10(3): 234-237.

Scudeller, V. V. & Carvalho-Okano, R. M. 1998. Bignonieae (Bignoniaceae) no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais, Brasil. Iheringia, série Botânica 51(1): 79-133.

Sociedade de Investigações Florestais – SIF & Instituto Estadual de Florestas – IEF. 1990. O futuro do Parque Florestal Estadual do Rio Doce: material preparatório do seminário. Viçosa, MG, 64p.

Silberbauer-Gottsberger, I. & Gottsberger, G. 1988. A polinização de plantas de cerrado. Revista Brasileira de Biologia 48: 651-663.

Veloso, H. P.; Rangel-Filho, A. L. R. & Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. IBGE, Rio de Janeiro, 124p.

Vieira, M. F.; Meira, R. M. S. A.; Queiroz, L. P. & Meira-Neto, J. A. A. 1992. Polinização e reprodução de *Jacaranda caroba* (Vell.) DC. (Bignoniaceae) em área de cerrado do sudeste brasileiro. Anais 8°. Congresso SBSP. Pp. 13-19.

Vogel, S. 1990. Radiacion adaptativa del síndrome floral en las famílias neotropicales. Boletín de la Academia Nacional de Ciencias 59: 5-30.

Yanagizawa, Y. 1983. Aspectos da biologia floral de espécies de *Arrabidaea* e *Jacaranda*, no município de Botucatu, SP. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 130p.

Yanagizawa, Y. & Gottsberger, G. 1982. Competição entre *Distictella elongata* (Bignoniaceae) e *Crotalaria anagyroides* (Fabaceae) com relação as abelhas polinizadoras no Cerrado de Botucatu, estado de São Paulo, Brasil. Portugaliae Acta Biologica 17: 149-166.

Diatomáceas em sedimentos superficiais na planície de maré da Praia de Itupanema, estado do Pará, Amazônia[1]

Fábio Campos Pamplona Ribeiro[2,4],
Cristina do Socorro Fernandes de Senna[2] & *Lezilda Carvalho Torgan*[3]

Resumo

(Diatomáceas em sedimentos superficiais na planície de maré da Praia de Itupanema, estado do Pará, Amazônia) O objetivo deste artigo é avaliar a composição, abundância e riqueza das diatomáceas presentes na zona intermaré da Praia de Itupanema e relacionar esses atributos à hidrodinâmica atual, evidenciada pela textura do sedimento. Foram coletadas 10 amostras em duas transecções perpendiculares, em intervalos de 5 m nas coordenadas 01°31'03"S e 48°43'28"W em março de 2006, sendo analisadas segundo as técnicas convencionais no estudo de diatomáceas. Os resultados mostraram a ocorrência de 58 espécies, 82,75% bentônicas/epifíticas e 17,25% planctônicas, comuns em águas doces a oligo-mesohalinas, as mais abundantes e freqüentes em ordem decrescente foram *Staurosirella pinnata*, *Aulacoseira granulata*, *Thalassiosira* sp., *Staurosira obtusa*, *Encyonema silesiacum*, *Gomphonema parvulum*, *Planothidium lanceolatum*, *Thalassiosira eccentrica*, *Cyclotella meneghiniana*, *Encyonema minutum*, *Nitzschia amphibia* e *Frustulia* sp. Os dados também revelaram a influência da relação areia/argila sobre a composição e a abundância das diatomáceas, o que pode explicar a prevalência local de agrupamentos de espécies ora planctônicas, ora bentônicas na zona intermaré, como resposta aos processos hidrodinâmicos atuais. Há de se salientar a provável contribuição da vegetação herbácea, atenuando a energia das ondas e marés, retendo os sedimentos finos argilosos, promovendo assim, a redução de processos de abrasão na zona intermaré e a conseqüente preservação dos táxons planctônicos.

Palavras-chave: diatomáceas, hidrodinâmica, estuário.

Abstract

(Diatoms on surface sediments of tidal plain, Itupanema Beach, Pará State, Amazon) This paper aim evaluate the composition, abundance and richness of diatoms and to relate theses attributes to actual hydrodynamic processes evidenced by sedimentary texture on surface sediments located on intertidal zone of Itupanema Beach, situated on estuarine continental sector of the Pará State, Amazon. The 10 samples were collected in perpendicular transects within 5 m intervals on coordinates 01°31'03"S and 48°43'28"W in 2006, March and were applied diatoms analysis following standard techniques. The results showed 58 species, being 82,75% benthic/epiphytic and 17,25% planktonic species, occurring commonly in fresh to oligo-mesohaline waters, the more abundant and frequent species in decrescent order were *Staurosirella pinnata*, *Aulacoseira granulata*, *Thalassiosira* sp, *Staurosira obtusa*, *Encyonema silesiacum*, *Gomphonema parvulum*, *Planothidium lanceolatum*, *Thalassiosira eccentrica*, *Cyclotella meneghiniana*, *Encyonema minutum*, *Nitzschia amphibia* and *Frustulia* sp. The data also revealed that the sedimentary ratio sand/clay was influenced by actual hydrodynamic processes, probably determining the local prevalence of planktonic species groups or benthic species groups on the intertidal zone, in terms of the composition and the abundance of diatoms species. The aquatic herbaceous vegetation had a possible role on the reduction the both energy waves and tidal current velocities, and the retention of muddy sediments, with the reduction of abrasion processes in the intertidal zone and consequently preserving planktonic taxa.

Key words: diatoms, hydrodynamic, estuary

Introdução

Os estuários apresentam alta variabilidade na salinidade, regime de deposição sedimentar, correntes, turbidez e biogeoquímica dos sedimentos (Cooper 1999). Dentre os ambientes presentes nos estuários, as áreas de intermarés são altamente dinâmicas, sendo constantemente influenciadas por níveis de energia local e

Artigo recebido em 06/2007. Aceito para publicação em 01/2008.

[1]Parte da Dissertação de Mestrado do primeiro autor, apresentada ao Curso de Botânica Tropical-MPEG/UFRA – Apoio financeiro: Companhia Vale do Rio Doce – Programa de Arqueologia Preventiva na área do Projeto Bauxita Paragominas/PA.

[2]Laboratório de Palinologia e Paleoecologia da Amazônia-LAPPAM, Coordenação de Ciências da Terra e Ecologia. Museu Paraense Emílio Goeldi/MCT. C.P. 399, 66040-170, Belém, PA, Brasil.
[3]Museu de Ciências Naturais – Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul. C.P. 1188, Porto Alegre, RS, Brasil.
[4]Autor para correspondência: fbpamplona@yahoo.com.br

especialmente, no caso de planícies arenosas com alta energia, exibem uma estrutura govemada por repetidos processos de erosão e redeposição. As diatomáceas residentes nestas áreas são adaptadas a essas condições e possuem mecanismos para superar as situações adversas (Mitbavkar & Anil 2002).

A abundância algal e a composição das espécies são também controlados pelo tempo disponível para colonização do substrato e pela microtopografia da superfície (Burkholder 1996). As características físicas do substrato como a textura e a composição, somadas ao tempo de permanência deste, são os maiores fatores influenciando a colonização algal, especialmente em águas correntes, ou em zonas de quebra das ondas em lagos (Burkholder 1996).

As pequenas rochas e sedimentos movidos pela ação de ondas e correntes, com taxas de retrabalhamento altamente variáveis, influenciadas pelo vento, chuvas ou eventos de inundação, podem selecionar microalgas móveis tais como as diatomáceas, em oposição a populações de macroalgas sésseis, mais facilmente soterradas e esmagadas (Burkholder 1996).

O sedimento superficial (0–1 cm) representa uma amostra integrada temporariamente, por táxons acumulados em um passado muito recente. A mesma amostra integra-se também espacialmente, pois incorpora táxons derivados de uma variedade de diferentes comunidades fonte, a partir de uma completa extensão de hábitos disponíveis, quais sejam, a comunidade planctônica que se encontra suspensa na água, a epifítica que cresce fixada sobre vegetação aquática e comunidades epipélica e episâmica, que vivem na superfície do sedimento lamoso e arenoso, respectivamente. Em adição, o incremento de diatomáceas no sedimento representa uma mistura de comunidades sucessionais, cuja proporção nos sedimentos, está relacionada à produtividade (Fritz *et al.* 1999).

As assembléias de diatomáceas têm sido utilizadas para inferir variáveis ambientais em séries temporais de calibração, importantes para interpretações de eventos paleoambientais, paleoclimáticos e paleohidrológicos, através da análise de sedimentos superficiais.

Diversas variáveis como o pH, nutrientes, salinidade, luz, profundidade, tipo de sedimento etc., são mensuradas através de um gradiente, assim como a composição de táxons preservados nos sedimentos ao longo deste (Hall & Smol 1999). Através de análises estatísticas, é possível quantificar a resposta de cada táxon, em relação a uma dada variável ambiental. Assim, as condições ambientais podem ser calculadas através da composição de espécies nas amostras, baseadas em estimativas quantitativas das respostas das espécies derivadas das séries de calibração (Fritz *et al.* 1999).

Os trabalhos sobre análise de diatomáceas em sedimentos superficiais são ainda escassos no Brasil, concentrados em manguezais, praias e lagoas costeiras, entretanto, muitos deles realizaram apenas levantamentos da flora algal (Silva & Cimardi 1989; Callegaro & Lobo 1990; Felício-Fernandes & Souza-Mosimann 1994; Garcia-Baptista 1996; Sylvestre *et al.* 2001; Pires & Lacerda 2004; Gomes *et al.* 2005; Ribeiro 2007; Ribeiro *et al.* 2007).

A pesquisa pioneira de Silva & Cimardi (1989) foi realizada no manguezal do rio Ratones, Santa Catarina, onde as diatomáceas epipélicas foram separadas do sedimento, utilizando armadilhas confeccionadas com tecidos de celulose. O gênero *Nitzschia* foi melhor representado com seis espécies (*Nitzschia closterium*, *N. fasciculata*, *N. granulata*, *N. obtusa* var. *scalpelliformis*, *N. panduriformis* var. *minor* e *N. sigma* var. *rigida*).

Callegaro & Lobo (1990) estudaram as comunidades de diatomáceas de sedimentos superficiais ao longo de depósitos de turfa da fazenda Águas Claras, planície costeira do Rio Grande do Sul, onde ocorreram duas associações de diatomáceas, com *Eunotia lineolata* var. *lineolata* e *Pinnularia maior* var. *maior* (1ª associação) e *Pinnularia microstauron* var. *microstauron*, *Frustulia rhomboides* var. *saxonica* (2ª associação). As preferências ecológicas das espécies indicaram a existência de um ambiente lêntico, oligoalino e ácido.

A pesquisa de Felício-Fernandes & Souza-Mosimann (1994) foi realizada em sedimentos do manguezal de Itacorubi, Santa Catarina,

onde os autores identificaram 121 táxons, destacando-se os gêneros *Nitzschia* (24 táxons) e *Navicula* (15 táxons).

Garcia-Baptista (1996) estudou a distribuição das microalgas psâmicas em sedimentos superficiais da praia Azul, RS, onde as diatomáceas destacaram-se, com 59,8% do total de espécies, sendo o grupo mais importante também, em termos de abundância, onde a descontinuidade da distribuição das comunidades foi influenciada pela condutividade, relacionada à topografia do terreno.

Sylvestre *et al.* (2001) identificaram 156 diatomáceas em 75 amostras de sedimentos superficiais provenientes da lagoa hipersalina Araruama, RJ, onde as assembléias mostraram táxons bentônicos holo-eurihalinos e eurihalinos marinhos, principalmente, com a dominância das espécies *Cocconeis plancetula* var. *euglypta*, *Catenula adhaerens* e *Cocconeis diminuta*. Contudo, em algumas áreas amostradas, as assembléias continham táxons específicos, com a sua distribuição influenciada por variações na batimetria, relacionadas ainda a variação da salinidade, tendo em vista os aportes do oceano, rios adjacentes à lagoa e precipitações.

Pires & Lacerda (2004) caracterizaram a flora de diatomáceas de um biofilme formado na interface sedimento-água do manguezal de Coroa Grande, Baía de Sepetiba, RJ, mostrando que a comunidade das microalgas constituida pelas espécies *Auliscus coelatus*, *Actinoptychus undulatus*, *Biddulphia* sp., *Cocconeis scutellum*, *Cyclotella stylorum*, *Fragilaria* sp., *Melosira nummuloides*, *Navicula lanceolata*, *Thalassionema* sp. e *Thalassiosira* sp. teve efetiva participação da nos processos biogeoquímicos.

Gomes *et al.* (2005) analizaram a distribuição de diatomáceas em sedimentos superficiais em função da profundidade na Lagoa do Boqueirão, ao norte do estado do Rio Grande do Norte, inserida em uma planície costeira com sistema dulciaquícola, visando a calibração de séries temporais para possíveis reconstituições paleoambientais. Foram identificadas 61 espécies, onde *Mastogloia smithii* var. *lacustris* foi a mais abundante, em trechos mais profundos do sistema, enquanto *Staurosirella pinnata* e *Nitzschia amphibia* atingiram os maiores valores quantitativos, em trechos mais rasos.

No estuário amazônico, os trabalhos com diatomáceas em sedimentos superficiais estão no início, destacando-se Ribeiro (2007), que analisou diatomáceas em amostras sedimentares superficiais da Praia de Itupanema, município de Barcarena, Pará, identificando 58 espécies, sendo as mais abundantes *Staurosirella pinnata*, *Aulacoseira granulata*, *Thalassiosira* sp., *Staurosira obtusa*, *Encyonema silesiacum*, *Gomphonema parvulum*, *Planothidium lanceolatum*, *Thalassiosira eccentrica*, *Cyclotella meneghiniana*, *Encyonema minuta*, *Nitzschia amphibia* e *Frustulia* sp.

Ribeiro *et al.* (2007) analisaram diferentes substratos da planície costeira da margem leste da Ilha de Marajó, município de Soure, PA, onde a maior riqueza nas assembléias diatomológicas foi encontrada na praia do Garrote (81 espécies), provavelmente devido ao aporte de água doce do rio Paracauari, seguida pela Praia do Cajuúna (69 espécies), com maior influência marinho/estuarina e por último, a Fazenda Bom Jesus (49 espécies), cuja menor riqueza pode estar associada à baixa freqüência de inundação pelas marés, uma vez que apresenta dominância de abundantes táxons continentais.

Este artigo tem como objetivo o estudo da composição, abundância e riqueza de diatomáceas, relacionando os resultados com os processos hidrodinâmicos atuais, evidenciados pela textura dos sedimentos superficiais da zona intermaré da praia de Itupanema, Setor Continental Estuarino do estado do Pará, contribuindo para o conhecimento da flora diatomológica em sedimentos amazônicos, podendo ser aplicada no estudo de séries temporais sedimentares, úteis às reconstituições paleoambientais e paleohidrológicas do período Holoceno.

Material e Métodos

Caracterização da área de estudo

O estuário do rio Pará, com 300 km de extensão, inicia-se na baía da Bocas, no município de Breves, prosseguindo pelo rio

Pará, que recebe toda a massa de águas do rio Tocantins e onde insere-se a praia de Itupanema. Inclui também a baía do Guajará, que recebe a embocadura dos rios Guamá/Moju/Acará/Capim, em frente da cidade de Belém, passando à alongada baía de Marajó (Ab' Saber 2006).

A praia de Itupanema faz parte do município de Barcarena, localizada no nordeste do Estado do Pará, limitando-se ao norte e a leste com a Baía de Marajó, ao sul com os municípios de Abaetetuba, Moju e Acará e a oeste com a Baía de Guajará (Oliveira 2002).

A área de estudo integra o setor continental estuarino (Alves *et al.* 2005), em termos fisiográficos, com sucessivos promontórios e enseadas (Farias 2004, *apud* Alves *et al.* 2005), cujas praias arenosas são curtas e estreitas, reflectivas e intermediárias e as várzeas de maré holocênicas são ligadas ao estuário do rio Pará e falésias do Grupo Barreiras (IDESP 1984, *apud* Oliveira 2002).

O clima da microregião é do tipo Afi de Köppen, com pluviosidade anual média superior a 2.000 mm. O período chuvoso estende-se de dezembro a maio, enquanto no período seco, de junho a novembro, os totais pluviométricos caem pela metade (IDESP 1983, *apud* Oliveira 2002).

A geologia da região é representada por depósitos siliciclásticos (conglomerado, arenito, argilito) continentais da formação Barreiras, pouco ou mal selecionados de idade Plio-Pleistoceno, pertencentes ao Planalto Baixo Costeiro, enquanto os depósitos aluvionares recentes, constituídos por cascalhos, areias e argilas inconsolidadas do Holoceno integram a planície Flúvio-Marinha (Oliveira 2002). A Floresta Ombrófila Densa e a Floresta Aluvial compõem o revestimento florístico, entretanto, florestas secundárias também ocorrem atualmente, nas áreas de terra firme (Brasil 1974, *apud* Oliveira 2002).

Foram observados em campo, restos de troncos e raízes de árvores de várzea em posição de vida como *Pterocarpus santalinoides* L Her' DC. e *Mauritia flexuosa* L., *Machaerium lunatum* (L.f.) Ducke e *Phthirusa paniculata* (Kunth) J. F. Macbr., além de árvores de mangue *Rhizophora* sp. e *Avicennia germinans* L. Dentre as espécies herbáceas que colonizam o substrato registrou-se *Eleocharis interstincta* (Vahl.) Roem. & Schul., *Eleocharis caribaea* (Rottb.) Blacke, *Cyperus luzulae* (L.) Rottb. *ex* Retz., *Cyperus comosus* Poir. e *Crenea maritima* Aubl.

Metodologia de campo

Foram coletadas 10 amostras sedimentares superficiais, com um espaçamento de cinco metros, na porção intermaré da praia de Itupanema (01°31'03"S e 48°43'28"W), em março de 2006, ao longo de duas transecções ortogonais (Fig. 1). A primeira, disposta transversalmente à linha de praia, onde coletou-se as amostras de 1 a 5, enquanto a segunda, disposta paralelamente à linha de praia, com a coleta das amostras 6 a 10.

A descrição dos sedimentos baseou-se na textura, estrutura e consistência (Lemos & Santos 1996) e na cor (Munsell 1975). Houve variação na textura e na presença de restos vegetais e fragmentos de raízes, que integram boa parte da matéria orgânica do material coletado (Tab. 1).

Metodologia de análise

A análise diatomológica foi realizada em 2 cm^3 de sedimentos, retirados de cada amostra, processadas de acordo com Moro & Santi (1999). Foram montadas três lâminas permanentes com Bálsamo do Canadá (IR=1,54), analisadas em microscópio óptico Zeiss, objetiva de 100X (imersão) e em microscópio eletrônico de varredura Zeiss, modelo LEO 1450 VP, no Laboratório de Microscopia Eletrônica de Varredura do Museu Paraense Emílio Goeldi – LABMEV.

Após o término do trabalho, as lâminas foram depositadas na coleção de referência de diatomáceas da Amazônia do Laboratório de Palinologia e Paleoecologia da Amazônia (LAPPAM), Coordenação de Ciência da Terra e Ecologia/Museu Paraense Emílio Goeldi.

A classificação das espécies obedeceu ao sistema de Round *et al.* (1990). As informações sobre o hábito das espécies foram obtidas no catálogo de Moro & Fürstengerger (1997).

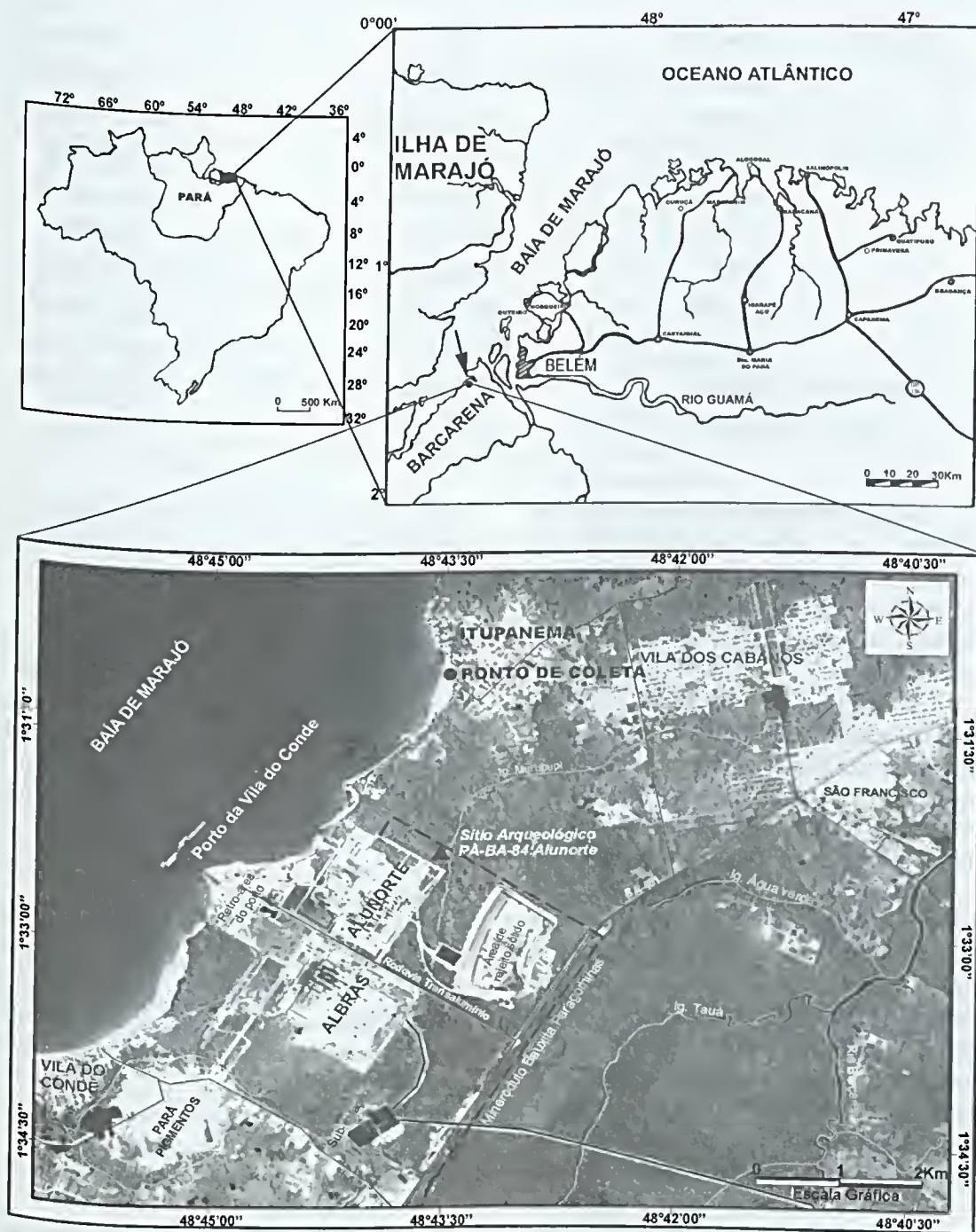



Figura 1 – Mapa de localização da área de estudo, na praia de Itupanema, Barcarena, Pará. Fonte: Lopes (2005).

Tabela 1 – Peso, coloração e textura das amostras sedimentares de superfície coletados na praia de Itupanema, Barcarena, Pará.

Amostras	Peso (g)	Cor	Textura
1	2,4856	7,5YR 7/2	arenosa
2	2,7246	2,5Y 5/4 a 10YR 5/4	argilo-arenosa
3	4,0262	10YR 5/6	arenosa
4	3,4163	10YR 4/4	argilo-arenosa
5	2,8266	10YR 3/3	argilosa
6	2,4272	10YR 4/2	argilo-arenosa
7	3,0312	10YR 4/2	argilo-arenosa
8	2,6883	10YR 3/3 a 3/4	argilo-arenosa
9	2,3512	10YR 5/4	argilo-arenosa
10	3,5421	10YR 5/6	arenosa

A análise da estrutura da comunidade de diatomáceas em sedimentos, em resposta aos processos hidrodinâmicos atuais, baseou-se no conjunto de espécies mais representativas, que atingiram numericamente valores >70% da abundância total.

A abundância relativa foi calculada a partir da contagem de 300 valvas, obtendo-se o número de indivíduos/espécie, enquanto para a freqüência de ocorrência utilizou-se a relação entre o número de amostras, nas quais cada espécie ocorre e o número total de amostras analisadas.

A comparação entre as amostras foi feita através da análise de agrupamento, baseada nos dados de presença e abundância de espécies, empregando-se o método de classificação hierárquico, com a medida de dissimilaridade de Bray-Curtis, que não é sensível aos zeros na matriz, dando maior peso às espécies dominantes. A ligação média ou UPGMA (*Unweighted Pair Group Method with Arithmetic Mean*) foi utilizada como algoritmo de ligação.

A técnica de ordenamento Análise de Correspondência (AC) foi também aplicada aos dados de abundância relativa das espécies, para a confirmação do padrão observado na Análise de Agrupamento e sua relação com a textura das amostras sedimentares. Para os dois tipos de análises, calculadas através do programa PAST versão 1.4., foram utilizadas apenas as espécies que alcançaram valor de abundância >1%, em um mínimo de duas amostras.

Resultados

Composição e classificação taxonômica

Foram identificadas 58 espécies (Tab. 2), representadas por 33 gêneros, com predominância de *Gomphonema* (9 spp.), *Pinnularia* (4 spp.), *Thalassiosira* (3 spp.), *Cyclotella* (3 spp.), *Diploneis* (3 spp.) e *Placoneis* (3 spp.).

Riqueza de espécies

A maior riqueza (34 spp.) ocorreu nas amostras 1 e 4 e a menor riqueza (23 spp.) na amostra 3 da transecção 1. Em média, a riqueza foi de 29 espécies. É importante observar que a riqueza esteve constituída predominantemente por espécies bentônicas e epifíticas, em detrimento das espécies planctônicas (Fig. 2).

Abundância, freqüência de ocorrência e ecologia das espécies

Entre as espécies numericamente mais representativas, 97,7% são de água doce e 8,3% são encontradas comumente nos estuários. Dentre as espécies identificadas, 82,75% são bentônicas/epifíticas e 17,25% planctônicas, comuns em água doce a oligo-mesohalina.

Tabela 2 – Composição e classificação das diatomáceas encontradas no sedimento superficial de intermaré da praia de Itupanema/Pará. Hab. = hábito; b = bentônico; p = planctônico; eps = epipsâmico; epf = epifítico.

Táxons	Hab.
BACILLARIOPHYTA	
COSCINODISCOPHYCEAE	
THALASSIOSIRALES	
Thalassiosiracea	
Thalassiosira eccentrica (Ehrenberg) Cleve	p
T. oestrupii (Ostenfeld) Hasle	p
Thalassiosira sp.	p
Tryblioptychus cocconeiformis (Grunow *ex* Cleve) Hendey	b
Stephanodiscaceae	
Cyclotella meneghiniana Kützing	p
C. striata (Kützing) Grunow	p
C. stylorum Brightwell	p
Heliopeltaceae	
Polymyxus coronalis L. W. Bailey.	p
BIDDULPHIOPHYCIDEA	
BIDDULPHIALES	
Biddulphiaceae	
Terpsinoe musica Ehrenberg	p
COSCINODISCOPHYCIDAE	
PARALIALES	
Paraliaceae	
Paralia sulcata (Ehrenberg) Cleve	p
AULACOSEIRALES	
Aulacoseiraceae	
Aulacoseira granulata (Ehrenberg) Simonsen	p
COSCINODISCALES	
Coscinodiscaceae	
Actinocyclus normanii (Gregory) Hustedt	p
Heliopeltaceae	
Actinoptychus senarius (Ehrenberg) Ehrenberg	p
ACHNANTHALES	
Achnanthaceae	
Achnanthes elata (Leuduger-Fortmorel) Gandhi	b
Cocconeidaceae	
Cocconeis sp.	b
Achnanthidiaceae	
Achnanthidium exiguum (Grunow) Czarnecki	b
Planothidium lanceolatum (Brébisson) Round & Bukhtiyorova	eps
NEIDIINEAE	
Amphipleuraceae	
Frustulia sp.	
Neidiaceae	
Neidium sp.	
Pinnulariaceae	
P. gibba Ehrenberg	b
P. mesolepta (Ehrenberg) W. Smith	b
P. viridis (Nitzsch) Ehrenberg	b
Pinnularia sp.	
Diploneidaceae	
Diploneis bombus Ehrenberg	b
Diploneis sp. 1	
Diploneis sp. 2	
SELLAPHORINEAE	
Sellaphoraceae	
Selaphora sp.	
Fallacia sp.	
NAVICULINEAE	
Naviculaceae	
Capartogramma crucicola (Grunow *ex* Cleve) Ross	b
Pleurosigmataceae	
Pleurosigma sp.	
Stauroneidaceae	
Stauroneis sp. 1	
Stauroneis sp. 2	
BACILLARIALES	
Bacillariaceae	
Nitzschia amphibia Grunow	b
RHOPALODIALES	
Surirellaceae	
Surirella sp.	
FRAGILARIOPHYCEAE	
FRAGILARIOPHYCIDEAE	
FRAGILARIALES	
Fragilariaceae	
Staurosira crassa D. Metzeltin & H. Lange-Bertalot	eps
S. obtusa (Hustedt) Garcia	eps
Staurosirella pinnata (Ehrenberg) Williams & Round	b

Táxons	Hab.
Fragilaria sp. 1	
Synedra sp. 1	
Synedra goulardi Brébisson	b
BACILLARIOPHYCEAE	
EUNOTIOPHYCIDAE	
EUNOTIALES	
Eunotiaceae	
Eunotia sp. 1	
Eunotia sp. 2	
BACILLARIOPHYCIDAE	
CYMBELLALES	
Rhoicospheniaceae	
Encyonema minutum (Hilse) D. G. Mann	epf
Encyonema silesiacum (Bleisch) D. G. Mann	epf
Placoneis sp. 1	
Placoneis sp. 2	
Placoneis sp. 3	
Gomphonemataceae	
Gomphonema agnitum Hustedt	epf
G. augur Ehrenberg	epf
G. gibberum Hustedt	epf
G. parvulum (Kützing) Kützing	epf
G. turris Hustedt	epf
Gomphonema sp. 1	
Gomphonema sp. 2	
Gomphonema sp. 3	
Gomphonema sp. 4	
Gomphosphenia reicheltii (M. Schmidt) Lange-Bertalot	epf

As espécies planctônicas *Aulacoseira granulata*, *Cyclotella meneghiniana*, *Thalassiosira* sp. e *Thalassiosira eccentrica* e as bentônicas/epifíticas *Staurosirella pinnata*, *Encyonema silesiacum*, *Staurosira obtusa*, *Gomphonema parvulum*, *Planothidium lanceolatum*, *Encyonema minutum*, *Nitzschia amphibia* e *Frustulia* sp. alcançaram conjuntamente, valores de abundância relativa e freqüência de ocorrência acima de 70%, nas amostras analisadas (Figs. 3 e 4).

Entre as espécies muito freqüentes (100%), ressalta-se a presença das espécies planctônicas *Actinocyclus normanii* e *Polymyxus coronalis*, entretanto, apresentaram baixos valores de abundância (<3%). As espécies bentônicas/epifíticas, *Achnanthidium exiguum* e *Staurosirella crassa*, com 90% de freqüência e *Capartogramma crucicola* e *Gomphonema* sp1, com 80% de freqüência, são pouco abundantes, não ultrapassando 4% (Fig. 5).

Apenas *A. granulata* e *Thalassiosira* sp., foram espécies planctônicas abundantes, alcançando mais de 20%. Entretanto, a primeira atingiu valor mínimo (4,67%) na amostra arenosa 3 e valor máximo (30,33%) na amostra argilosa 5. *Thalassiosira* sp. chegou a um mínimo de 1,67% na amostra arenosa 10 e ao máximo de 20,33%, na amostra 5.

A espécie bentônica/epifítica *S. pinnata* apresentou o maior percentual de abundância. As espécies bentônicas/epifíticas *S. obtusa*, *E. sileciacum* e *E. minutum*, *Gomphonema parvulum*, *P. lanceolatum*, *N. amphibia* e *Frustulia* sp., embora com menor representatividade de freqüência, atingiram valores importantes de abundância.

A diatomácea *S. obtusa* chegou ao valor máximo (10%) na amostra 10 e mínimo (1,67%) na amostra 6 (argilo-arenosa), enquanto *E. silesiacum* e *E. minutum* alcançaram os máximos de 11% e 7%, respectivamente, nas amostras 8 e 4, ambas argilo-arenosas e mínimos de 0,33% na amostra 1 (arenosa) e 0,67% na amostra 5 (argilosa). *Gomphonema parvulum* atingiu abundância máxima na amostra 8, com 7,67% e mínima na amostra 7, com 1,67%. *P. lanceolatum* atingiu o valor máximo de 11,33% na amostra arenosa 3, sendo ausente nas amostras 4 e 5. *Nitzschia amphibia* chegou a 4% na amostra 3 e 1,67% na amostra 4 e *Frustulia* sp., atingiu valor máximo de 9% na amostra 9, foi ausente nas amostras 3, 4 e 8.

As espécies planctônicas *A. senarius* e *Paralia sulcata* e as bentônicas *Cocconeis* sp., *Tryblioptychus cocconeiformis*, *Diploneis* sp. 2, *D. bombus*, *Fragilaria* sp. 2, *Gomphonema agnitum*, *Gomphonema* sp. 4, *G. turris*, *Placoneis* sp. 1, *Pleurosigma* sp., *Surirella* sp. e *Terpsinoe musica* ocorreram em apenas uma amostra (Fig. 5).

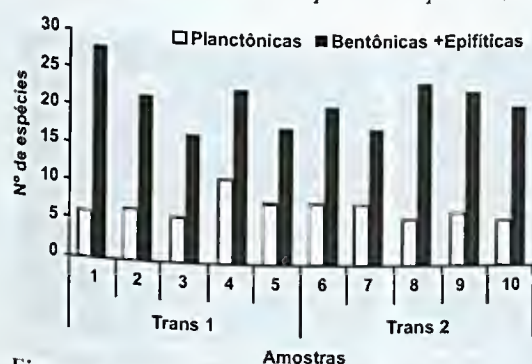



Figura 2 – Número de espécies (planctônicas e bentônicas/epifíticas) nas amostras de sedimentos superficiais da praia de Itupanema, Pará.

Análises de agrupamentos das espécies

Na análise de agrupamento, foram formados três grupos distintos, ao nível de corte de 67%, relacionando-se provavelmente, com a textura dos sedimentos (Fig. 6). O grupo 1 (G_1) foi formado apenas pela amostra argilosa 5. O grupo 2 (G_2), foi formado pelas amostras 1, 2, 4, 6, 7, 8 e 9, que apresentam composição sedimentar variando de arenosa a argilo-arenosa. O grupo 3 (G_3) foi formado pelas amostras arenosas 3 e 10.

A Análise de Correspondência (AC), mostrou um padrão semelhante ao observado na análise de agrupamento Bray-Curtis, porém com um refinamento maior no padrão de distribuição das amostras/espécies, onde os dois primeiros eixos explicaram 50,97% da variância total com seus respectivos "eigenvalues" (Tab. 3).

Nesta análise, o eixo 1 com 31% da variância explicada, situou a amostra argilosa 5 isolada à esquerda, associada com os táxons planctônicos *A. granulata* e *Thalassiosira* sp. As amostras 1, 2, 4, 6, 7, 8 e 9 foram situadas no centro do diagrama, notando-se que a maioria das espécies são encontradas nessas amostras, entretanto há maior similaridade entre as amostras argilo-arenosas 2, 4, 6, 7 e 9, distanciando-se das amostras 1 (arenosa) e 8 (argilo-arenosa). Por fim, as amostras arenosas 3 e 10 estão situadas à direita, associadas com *S. pinnata* e *P. lanceolatum*, bentônicas/epifíticas.

O eixo 2 explica 19,949% da variância, mostrando um principal agrupamento das amostras 2, 4, 6, 7 e 8, situadas no centro do diagrama. Entretanto, há um outro grupo, mais distante do grupo anterior, situado um pouco acima deste, formado pela amostra 1 (arenosa) ligado às espécies bentônicas/epifíticas *Cocconeis* sp., *Diploneis* sp. 1, *Stauroneis* sp. 1 e *Tryblioptchus cocconeiformis* e amostra 9 (argilo-arenosa), associada com *Frustulia* sp., bentônica/epifítica.

Tabela 3 – "Eingenvalues" e variância explicada encontrados na AC das espécies nas amostras superficiais da praia de Itupanema, Pará.

Eixos	Eingenvalues	Variância explicada (%)
Eixo 1	0.14455	31.023
Eixo 2	0.092951	19.949
Eixo 3	0.0851132	18.267
Eixo 4	0.0533951	11.459

Discussão

Os valores de abundância relativa e distribuição das diatomáceas da praia de Itupanema parecem estar fortemente ligados à textura dos sedimentos do sistema estuarino. Sedimentos argilosos evidenciam um ambiente de sedimentação de menor energia e portanto, favoreceram a deposição de táxons planctônicos, enquanto sedimentos arenosos, de ambiente de sedimentação com maior energia, mostraram a dominância de táxons bentônicos.

Nos sedimentos superficiais de Itupanema, embora as espécies planctônicas estivessem pouco representadas em termos de riqueza de espécies, apresentaram os maiores valores de abundância nos sedimentos argilosos. As espécies provenientes da coluna d'água, rica em sedimentos em suspensão, que foram depositados conjuntamente nesses ambientes mais calmos, estariam menos sujeitas aos processos de abrasão e dissolução, que normalmente ocorrem nas zonas de intermaré, em condições de maior energia (Mitbavkar & Anil 2002).

As espécies de diatomáceas encontradas no fitoplâncton do rio Pará, que banha a praia de Itupanema (El-Robrini *et al*. 2006), quando comparadas com as espécies encontradas no sedimento do ambiente praial, mostraram um número muito baixo de espécies planctônicas,

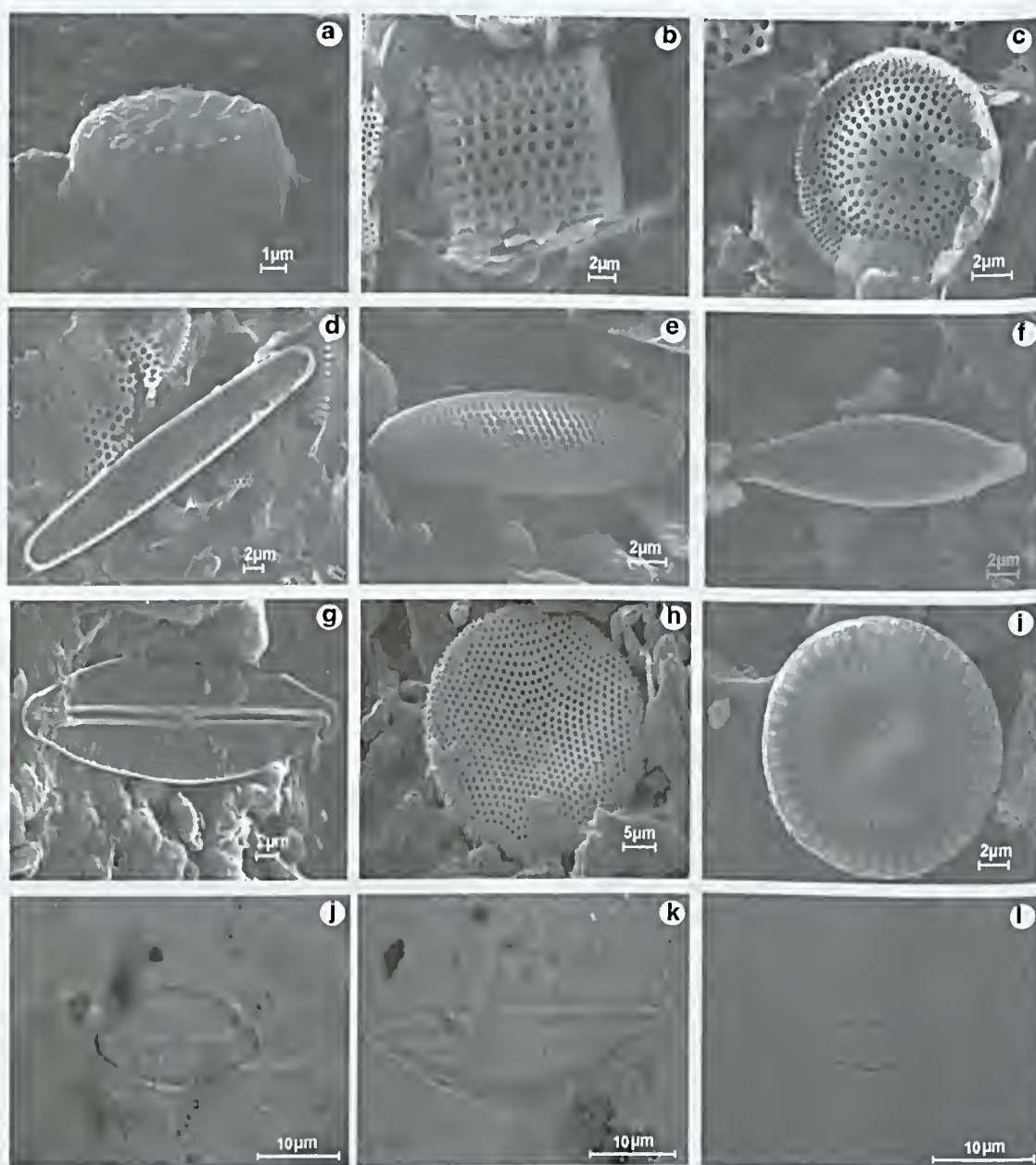



Figura 3 – Espécies numericamente mais representativas encontradas nas amostras de sedimento superficial da praia de Itupanema/PA. a. *Staurosirella pinnata*; b. *Aulacoseira granulata*; c. *Thalassiosira* sp.; d. *Staurosira obtusa*; e. *Nitzschia amphibia*; f. *Gomphonema parvulum*; g. *Frustulia* sp.; h. *T. eccentrica*; i. *Cyclotella meneghiniana* (Microscopia eletrônica de varredura); j. *Planothidium lanceolatum*; k. *Encyonema silesiacum*; l. *Encyonema minutum* (Microscopia de luz).

onde apenas as espécies planctônicas limnéticas *A. granulata* e as marinho/estuarinas *P. coronalis* e *C. stylorum* foram comuns aos dois ambientes (água e sedimentos).

Os trabalhos de fitoplâncton na baía do Guajará realizados por Moreira-Filho *et al.* (1974) e Paiva *et al.* (2006), mostraram um aumento no número de espécies, se comparados ao trabalho de El-Robrini *et al.* (2006). Entretanto, os valores de abundância permaneceram baixos, em comparação aos sedimentos da praia de Itupanema, onde seis espécies foram comuns às encontradas por Paiva *et al.* (2006): *A. granulata*, *A. senarius*, *C. stylorum*, *T. eccentrica*, *P.*

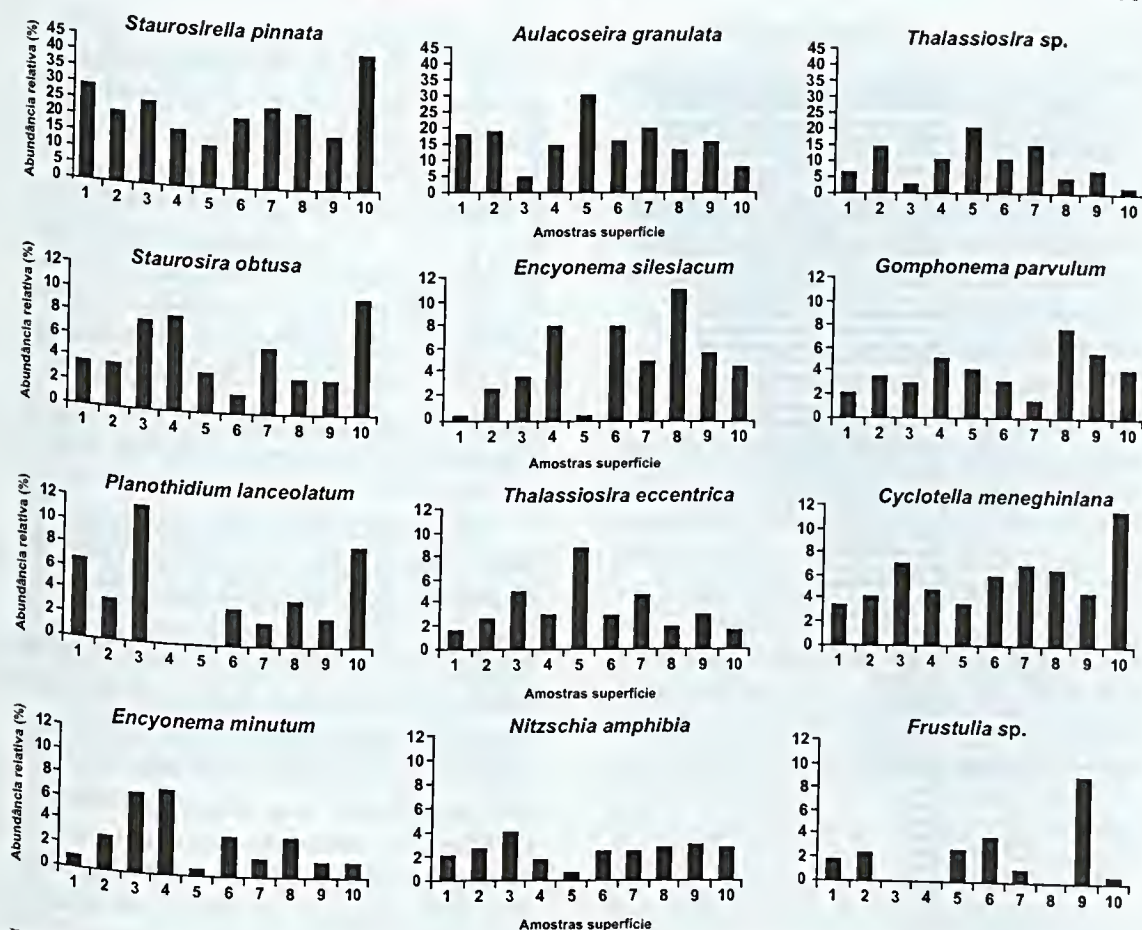



Figura 4 – Abundância relativa das espécies numericamente mais representativas, ao longo das amostras.

coronalis e *T. musica*. E outras seis foram comuns às encontradas por Moreira-Filho *et al.* (1974): *A. normanii*, *A. senarius*, *C. meneghiniana*, *C. stylorum*, *A. granulata* e *P. coronalis*.

A praia de Itupanema mostrou-se um ambiente desfavorável à sedimentação de espécies provenientes da coluna d'água, exemplificado pela espécie *Polymyxus coronalis*, encontrada no fitoplâncton da região com elevados valores de abundância, em torno de 50% (Paiva *et al.* 2006) e 30% (El Robrini *et al.* 2006), porém sua abundância não excedeu 2% nos sedimentos superficiais da área de estudo.

Destacaram-se as espécies planctônicas *Aulacoseira granulata* e *Thalassiosira* sp., pois ambas obtiveram maiores valores de abundância na amostra 5, argilosa, sendo responsáveis, conjuntamente, por 50,66% da abundância total.

No fitoplâncton do rio Pará, *A. granulata* ocorreu com valores de abundância em torno de 10% (El Robrini *et al.* 2006), enquanto nos sedimentos de Itupanema, com exceção das amostras arenosas, todas as abundâncias superaram este valor, alcançando o máximo de 30% na amostra 5, argilosa. Vélez & Hooghiemstra (2005) reportaram esta espécie com maiores percentuais em raízes da zona litoral (36,17%) do que em sedimentos lacustres de fundo (22,89%) e no plâncton (23,85%), no nordeste da Colômbia.

Assim, as altas abundâncias de *A. granulata* nos sedimentos superficiais de Itupanema, poderiam relacionar-se à resistência de sua frústula aos processos de abrasão e dissolução em ambientes turbulentos, uma vez que é fortemente silicificada (Bradbury 2000; Vélez & Hooghienmstra 2005; O'Farrel *et al.* 2001; Gomes *et al.* 2003).

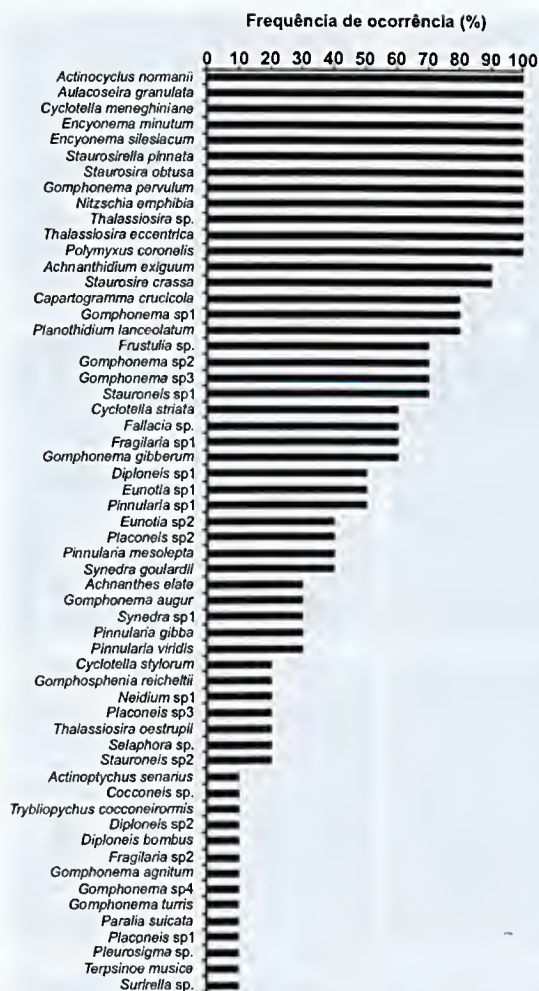



Figura 5 – Freqüência de ocorrência das espécies em sedimentos superficiais da praia de Itupanema/Pará.

O gênero *Thalassiosira* é preferencialmente marinho, todavia, ocorrem algumas espécies em água doce (Aké–Castillo *et al.* 1999). Não há informações ecológicas sobre esse táxon, uma vez que este não foi referenciado em outros trabalhos para a região. Entretanto, o mesmo foi muito freqüente e abundante na área de estudo, apresentando valores semelhantes aos de *A. granulata*, merecendo estudos mais detalhados à respeito de sua taxonomia e ecologia.

Na praia de Itupanema, as diatomáceas planctônicas foram suplantadas pelas bentônicas em número de espécies. Entretanto, as bentônicas apresentaram baixos valores de abundância. O hábito destes fitobentos incluiria a vegetação existente na área de coleta, além de sedimentos arenosos e argilosos.

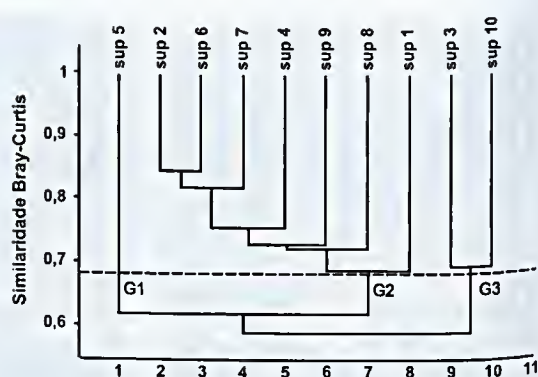



Figura 6 – Análise de agrupamento das amostras de sedimentos superficiais da praia de Itupanema/Pará.

Os altos valores de abundância de *Staurosirella pinnata*, em sedimentos superficias, foi evidenciada em diversos estudos, porém com diferentes explicações para sua ocorrência. Round *et al.* (1990) consideraram o gênero *Staurosirella* limnético, ocorrendo muitas vezes aderido aos grãos de areia. Gomes *et al.* (2005), na análise dos sedimentos superficiais da lagoa do Boqueirão-RN, mostraram que a diatomácea perifítica *S. pinnata* ocorreu como uma das espécies mais abundantes (41,06%), caracterizando os trechos mais rasos do sistema, associada ao banco de macrófitas existente. A assembléia de sedimentos superficiais da lagoa hipersalina Araruama, RJ, mostrou a dominância de *Staurosira elliptica* (Schumann) Williams & Round e *Staurosirella pinnata,* em três áreas da lagoa, sujeitas ao aporte de água proveniente de rios (Sylvestre *et al.* 2001). A espécie epipsâmica *S. elliptica* formou colônias em forma de fita, enquanto *S. pinnata*, considerada ticoplanctônica, foi observada em água doce a oligosalina (0–5 de salinidade), associadas às zonas com forte variação na profundidade (Sylvestre *et al.* 2001). Hassan *et al.* (2006) encontraram as espécies ticoplanctônicas *Staurosira construens* var. *venter* e *Staurosirella pinnata* dominando o interior da lagoa Mar Chiquita, Argentina, cujas condições ambientais eram bastante variáveis, em água salobra/doce e com altas concentrações de sedimentos em suspensão. Vale ressaltar que, onde as duas espécies foram mais abundantes, o tipo de sedimento era grosseiro, variando de areia grossa com conchas a areia grossa com silte.

Entretanto, houve uma variabilidade muito grande dos ambientes em relação à distribuição de *S. pinnata*, assim como diferentes formas de vida (perifíticas, ticoplanctônicas e epipsâmicas), necessitando-se portanto de estudos mais aprofundados acerca de sua ecologia e distribuição geográfica.

As assembléias de diatomáceas em sedimentos superficiais de lagoas rasas do SE da Inglaterra, enriquecidas artificialmente, mostraram dominância de *Fragilaria* spp., gênero subdividido em diversos outros gêneros por Williams & Round (1987), entre eles *Staurosira* e *Starousirella*, muitas destas associadas ao hábito bentônico (Bennion 1995). Sua dominância em sedimentos superficiais pode ser explicada pela sua associação à zona litoral de águas rasas, o que proveria um espaço considerável para a colonização de formas bentônicas, uma vez que esses sedimentos fazem parte da zona fótica.

As macrófitas aquáticas afetam a composição, tamanho de partícula e a distribuição local dos sedimentos em ambientes costeiros, reduzindo a energia das ondas e a velocidade das correntes. Esta redução não somente aumenta as taxas de sedimentação, como diminui o potencial para resuspensão, reduzindo também a turbidez e aumentando assim a disponibilidade de luz, o que promove o crescimento e a reprodução das plantas aquáticas (Doyle 2000, *apud* Madsen *et al.* 2001).

Em áreas costeiras, os sedimentos finos acumulam-se em áreas colonizadas por macrófitas aquáticas. Uma vez que a biomassa dessas plantas aumenta a sedimentação, as áreas com baixa densidade de indivíduos apresentam baixa sedimentação, ou mesmo resuspensão ativa, enquanto bancos densos são áreas de alta sedimentação.

Desta forma, além de servir de substrato para a colonização das diatomáceas epifíticas, a vegetação aquática seria um dos fatores responsáveis pela variação textural dos sedimentos, uma vez que reduzem a velocidade de corrente e a energia das ondas em áreas

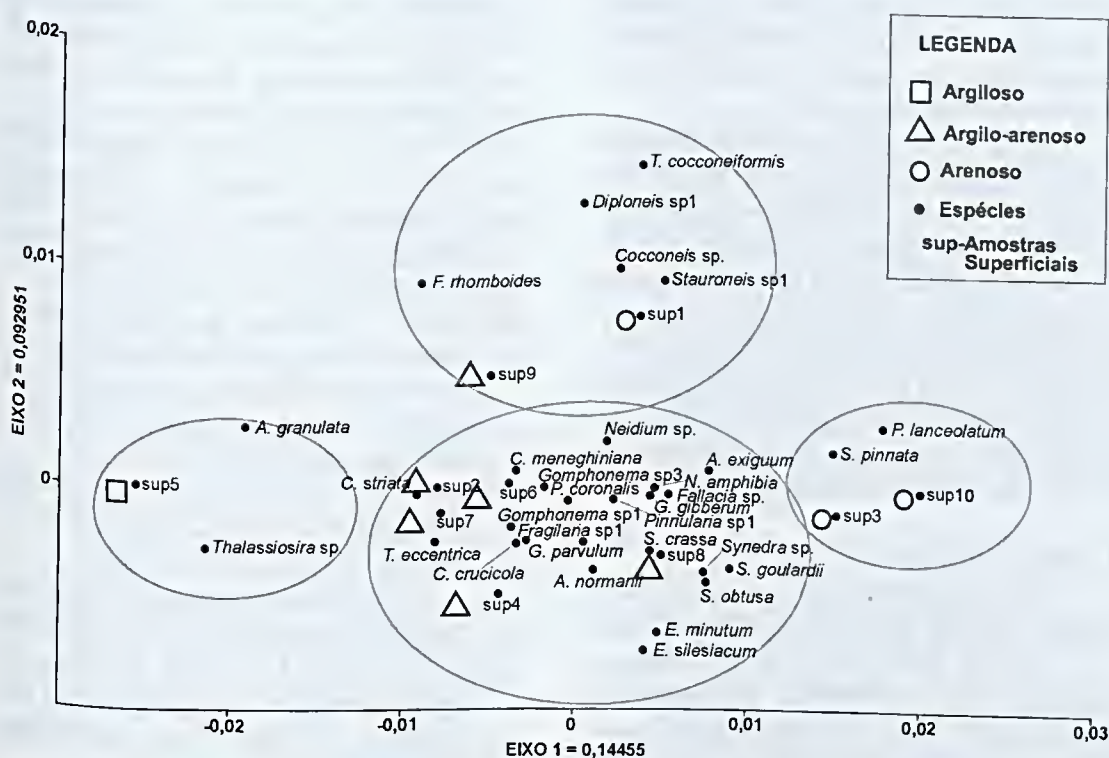



Figura 7 – Análise de correspondência mostrando quatro grupos de diatomáceas associados às diferentes texturas das amostras sedimentares superficiais da praia de Itupanema/Pará.

costeiras (Madsen *et al.* 2001), promovendo a retenção de matéria particulada fina em suas folhas (Pluntke & Kozerski 2003).

Assim, diferentes densidades da vegetação no campo herbáceo, poderiam produzir, localmente, diferentes taxas de sedimentação, onde em zonas mais densas, predominariam sedimentos argilosos, obdecendo um gradiente com sedimentos argilo-arenosos até zonas sem vegetação com sedimentos arenosos.

Conclusões

Os resultados mostraram a influência da relação areia/argila sobre a composição das diatomáceas, que pode explicar a prevalência de agrupamentos de espécies ora planctônicas, ora bentônicas na zona intermaré da praia de Itupanema/PA.

Os sedimentos argilosos evidenciaram um ambiente de sedimentação fina de menor energia, favorecendo a deposição e preservação de diatomáceas planctônicas *Aulacoseira granulata* e *Thalassiosira* sp., enquanto sedimentos arenosos predominaram em um ambiente com maior energia, prevalecendo as diatomáceas bentônicas *Staurosirella pinnata*, *Staurosira obtusa* e *Planothidium lanceolatum*.

Os sedimentos argilo-arenosos estiveram associadas tanto a comunidades de diatomáceas planctônicas, quanto diatomáceas bentônicas.

Há de se salientar a contribuição da vegetação herbácea da zona intermaré da praia de Itupanema, atenuando a energia das ondas e marés, retendo os sedimentos finos argilosos, parecendo exercer assim, uma forte influência na sedimentação, promovendo a redução de processos de abrasão na zona intermaré e a preservação dos táxons planctônicos.

Agradecimentos

Aos pesquisadores Dra. Regina Célia Tavares Lobato do Museu Parense Emílio Goeldi e Dr. Rosildo Santos Paiva da Universidade Federal do Pará pelas críticas ao manuscrito; ao pesquisador MSc. Paulo Roberto do Canto Lopes e à Companhia Vale do Rio Doce pelo financiamento à pesquisa e ao CNPq pela concessão de bolsa de Mestrado ao primeiro autor.

Referências Bibliográficas

Ab' Saber, A. N. 2006. Brasil: paisagens de exceção: o litoral e o Pantanal Mato-Grossense: patrimônios básicos. Ateliê Editorial, Cotia, 182p.

Aké-Castillo, J. A.; Hernández-Becerril, D. U. & Castillo, M. E. M. 1999. Species of the genus *Thalassiosira* (Bacillariophyceae) from the Gulf of Tehuantepec, Mexico. Botanica Marina 42: 487-503.

Alves, M. A. M. S; El-Robrini, M.; Sousa-Filho, P. W. M; Farias, D. R. & França, C. F. 2005. Morfodinâmica das praias de meso-macromarés da zona costeira do estado do Pará. *In*: X Congresso da ABEQUA - Associação Brasileira de Estudos do Quaternário, Guarapari, ES. CD-ROM de resumos expandidos, nº 0258.

Bennion, H. 1995. Surface-sediment diatom assemblages in shallow, artificial, enriched ponds, and implications for reconstructing trophic status. Diatom Research 10(1): 1-19.

Bradbury, J. P. 2000. Limnologic history of Lago de Pátzcuaro, Michoacán, Mexico for the past 48,000 years: impacts of climate and man. Palaeogeography, Palaeoclimatology, Palaeoecology 163: 69-95.

Burkholder, J. M. 1996. Interactions of benthic algae with their substrata. *In*: Stevenson, R. J.; Bothwell, M.I. & Lowe, R. L. (eds.). Algal ecology: freshwater benthic ecosystems. Academic Press, Inc. Pp. 253-297.

Callegaro, V.L. & Lobo, E. A. 1990. Distribuição horizontal da comunidade de diatomáceas em turfeiras holocênicas da planície costeira do Rio Grande do Sul, Brasil. Caderno de Pesquisa, Série Botânica 2(1): 5-22

Cooper, S. R. 1995. Diatoms in sediment cores from mesohaline Chesapeake Bay, U. S. A. Diatom Research 10: 39-89.

______. 1999. Estuarine palaeoenvironmental reconstructions using diatoms. *In*: Stoermer, E. F. & Smol, J. P. (eds.). The Diatoms: Applications for the environmental and sciences. University Press, Cambridge. Pp. 352-373.

El-Robrini, M.; Melo, N. F. A. C. & Santos, M. L. 2006. Resultados das análises de qualidade

de água, sedimentos de fundo, comunidades aquáticas (plâncton, bentos & nécton) e bacteriologia no rio Pará, nas imediações do futuro terminal portuário graneleiro de Barcarena (porto de Vila do Conde, Barcarena-PA) (1ª campanha). Relatório Técnico. Universidade Federal do Pará, Belém, 75p.

Felício-Fernandes, G. & Souza-Mosimann, R. M. 1994. Diatomáceas no sedimento do manguezal de Itacorubi-Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. Insula, Florianópolis 23: 149-215.

Fritz, S. C.; Cumming, B. F.; Gasse, F. & Laird, K. R. 1999. Diatoms as indicators of hydrologic and climatic change in saline. *In*: Stoermer, E. F. & Smol, J. P (eds.). The Diatoms: Applications for the environmental and sciences. University Press, Cambridge. Pp. 41-72.

Garcia-Baptista, M. 1996. The distribution of psammic algae on a marine beach at Praia Azul, Brazil. *In*: Frank E. Round. (org.). Proceedings of the Thirtieth Diatom Symposium. Bristol: Biopress. 13: 183-205.

Garcia, M. 2006. The transfer of *Fragilaria obtusa* Hustedt to the genus *Staurosira* Ehrenberg (Bacillariophyceae). Phycological Research 54(2): 87-93.

Gomes, D. F.; Brichta, A.; Silva, E. M.; Fernandes, L. F. 2003. Diatomáceas como indicadoras de mudanças ambientais da Baía de Iguape, Baixo Paraguaçu (Bahia, Brasil). *In*: IX Congresso da ABEQUA - Associação de Estudos do Quaternário. CD-ROM de resumos expandidos, nº 168.

Gomes, D. F.; Albuquerque, A. L. S.; Sifeddine, A. & Turcq, B. 2005. Heterogeneidade espacial da comunidade de diatomáceas nos sedimentos superficiais da lagoa do Boqueirão (RN) como fator de calibração para interpretações paleolimnológicas. *In*: X Congresso da ABEQUA - Associação Brasileira de Estudos do Quaternário. CD-ROM de resumos expandidos nº 0208.

Hall, R. I. & Smol, J. P. 1999. Diatoms as indicators of lake eutrophication. *In*: Stoermer, E. F. & Smol, J. P. (eds.). The Diatoms: Applications for the environmental and sciences. University Press, Cambridge. Pp. 352-373.

Hassan, G. S.; Espinosa, M. A. & Isla, F. I. 2006. Modern diatom assemblages in surface sediments from estuarinc systems in the southeastern Buenos Aires Province, Argentina. Journal of Paleolimnology 35: 39-53.

Hendey, N. 1964. An introductory account of the smaller algae of British coastal waters – V.Bacillariophyceae (Diatoms). Fischery Investigations Scrics, London: Hcr Majesty's Stationery Office 4(5): 317p.

Lemos, R. C. & Santos, R. D. 1996. Manual de descrição e coleta de solo no campo. 3ª ed. Sociedade Brasilcira de Ciência do Solo, Campinas, 83p.

Lopes, P. C. 2005. Programa de arqueologia prcventiva na área do projeto Bauxita Paragominas/Pa. Relatório de escavação do sítio arqueológico PA-BA-84: ALUNORTE. Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, 64p.

Madsen, J. D.; Chambers, P. A.; James, W. F.; Koch, E. W. & Westlake, D. F. 2001. The interaction between water movement, sediment dynamics and submersed macrophytes. Hydrobiologia 444: 71-84.

Margalef, R. 1958. Temporal succession and spatial heterogeneity in phytoplankton. *In*: Buzzati-Traverso, A. A. (ed.). Pespectives in marine biology. University of California Press, Berkeley. Pp. 323-349.

Martínez de Fabricius, A. L; Maidana, N.; Gómez, N. & Sabater, S. 2003. Distribution patterns of benthic diatoms in a Pampean river exposed to seasonal floods: the Cuarto River (Argentina). Biodiversity and Conservation 12: 2443-2454.

Mitbavkar, S. & Anil. A.C. 2002. Diatoms of the microphytobenthic community: population structure in a tropical intertidal sand flat. Marine Biology 140: 41-57.

______. 2006. Diatoms of the microphyto-benthic community in a tropical intertidal sand flat influenced by monsoons: spatial and temporal variations. Marine Biology 148: 693-709.

Moreira Filho, H.; Valente-Moreira, I. M. & Trippia-Cecy. I. I. 1974. Diatomáceas do rio Guamá (foz do rio–Belém-estado do Pará). Leandra 4-5: 123-135.

Moreira-Filho H.; Valente-Moreira I. M.; Souza-Mosimann R. M. & Cunha J. A. 1990. Avaliação florística e ecológica das diatomáceas (Chrysophyta-Bacillariophyceae) marinhas e estuarinas nos estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul. Estudos de Biologia 25: 5-48.

Moro, R. S. & Fürstenberger, C. B. 1997. Catálogo dos principais parâmetros ecológicos de diatomáceas não-marinhas. Ed. UEPG, Ponta Grossa, 282p.

Moro, R. S. & Santi, V. 1999. Avaliação das técnicas de oxidação comumente empregadas na limpeza de valvas silicosas. Boletim da Sociedade Brasileira de Limnologia 26: 17-25.

Munsell Colors Company. 1975. Munsell Soil Coors Charts. Baltimore, Maryland USA.

O'Farrell, I.; Tell, G. & Podlejski, A. 2001. Morphological variability of *Aulacoseira granulata* (Ehrenberg) Simonsen (Ehr.) Simonsen (Bacillariophyceae) in the Lower Paraná River (Argentina). Limnology 2: 65-71.

Oliveira, R, D. 2002. Zoneamento agroambiental do Município de Barcarena-Pará. Dissertação de Mestrado. Faculdade de Ciências Agrárias do Pará, 110p.

Paiva, R. S.; Eskinazi-Leça, E.; Passavante, J. Z. O.; Silva-Cunha, M. G. G. & Melo, N. F. A. C. 2006. Considerações ecológicas sobre o fitoplâncton da Baía do Guajará e foz do rio Guamá (Pará-Brasil). Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Ciências Naturais. n.2, 2:133-146.

Patrick, R.; Reimer, C. W. 1966. The Diatoms of United States: exclusive of Alaska and Hawaii. Philadelphia: Academy of Natural Sciences 1(13): 688.

Pielou, E. C. 1969. An introduction to mathematical ecology. Wiley, New York, 286p.

Pires, L. C. & Lacerda, L. D. 2004. Diatomáceas em biofilme da interface sedimento-água no Manguezal de Coroa Grande, Baía de Sapetiba, RJ. Arquivos de Ciências do Mar 37: 105-111.

Pluntke, T. & Koserski, H. P. 2003. Particle trapping on leaves and on the bottom in simulated submerged plants stands. Hydrobiologia 506-509: 575-581.

Ribeiro, F. C. P. 2007. Palinomorfos aquáticos (diatomáceas) em sedimentos lamosos de intermaré da praia de Itupanema, município de Barcarena, Pará. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal Rural da Amazônia, 76p.

Ribeiro, F. C. P.; Senna, C. S. F. & Costa, B. O. 2007. Análise de diatomáceas e relação água doce/água salgada na planície costeira de Soure /PA. *In*: Anais do XI Congresso aa Associação Brasileira de Estudos do Quaternário – Abequa. CD-ROM de resumos expandidos.

Round, F. E.; Crawford, R. M.; Mann, D. G. 1990. The Diatoms: biology and morphology of the genera. Cambridge University Press, Cambridge, 747p.

Silva, R. L. & Cimardi, J. M. 1989. Nota sobre a utilização do "trapping method" no estudo das diatomáceas epipélicas do manguezal de Ratones, Florianópolis, SC. Insula 19(Supp.): 299-304

Sylvestre. F.; Beck-Eichler, B.; Duleba, W. & Debenay, J. P. 2001. Modern benthic diatom distribution in a hypersaline coastal lagoon: the Lagoa de Araruama (RJ), Brazil. Hydrobiologia 443: 213–231.

Vélez, M. I. & Hooghiemstra. 2005. Fossil and modern diatom assemblages from the savanna lake El Piñal, Colombia: An environmental reconstruction. Diatom Research 20(2): 387-407.

Vos, P. C. & De Wolf, H. 1993. Diatoms as a tool for reconstructing sedimentary environments in coastal wetlands; methodological aspects. Hydrobiologia 269/270: 285-296.

Williams, D. M. & Round, F. E. 1987. Revision of the genus *Fragilaria*. Diatom Research 2(2): 267-288.

Diatomáceas epilíticas em riacho de altitude no sul do Brasil

Fabiana Schneck[1], *Lezilda Carvalho Torgan*[2] & *Albano Schwarzbold*[1]

Resumo

(Diatomáceas epilíticas em riacho de altitude no sul do Brasil) São apresentados os resultados do levantamento florístico das diatomáceas epilíticas no curso superior do rio das Antas, estado do Rio Grande do Sul. As coletas foram realizadas mensalmente, de julho de 2005 a fevereiro de 2006, em quatro estações amostrais entre 1.030 e 1.005 m de altitude. Um total de 38 espécies distribuídas em 25 gêneros e 16 famílias foram identificadas e ilustradas. A maioria das espécies é cosmopolita, porém foram encontrados táxons com preferência por ambientes oligotróficos e/ou de altitude, sem que os mesmos fossem restritos a esses ambientes, como *Cocconeis placentula* var. *acuta*, *Meridion circulare* var. *constrictum* e *Psammothidium subatomoides*. Cabe ressaltar a ocorrência de três novas citações para o estado do Rio Grande do Sul, *Gomphonema tenuissimum*, *Luticola costei* e *Pinnularia parvulissima*, sendo a primeira registrada em microscópio eletrônico de varredura (MEV).
Palavras-chave: Bacillariophyta, distribuição, florística, perifiton.

Abstract

(Epilithic diatoms from a high-altitude stream in southern Brazil) The results of the floristic study of epilithic diatoms from the upper course of the rio das Antas, state of Rio Grande do Sul, Brazil, are presented. The samples were taken monthly from July 2005 to February 2006, in four sites between 1030 and 1005 m alt. Thirty-eight species distributed in twenty-five genera and sixteen families are presented and illustrated. Most species are cosmopolitan, but we found some taxa with preference for, however not restricted to, oligotrophic and/or high-altitude environments, such as *Cocconeis placentula* var. *acuta*, *Meridion circulare* var. *constrictum* and *Psammothidium subatomoides*. *Gomphonema tenuissimum*, *Luticola costei* and *Pinnularia parvulissima* are new citations for Rio Grande do Sul State, and the first was registered in scanning electron microscopy (SEM).
Key words: Bacillariophyta, distribution, floristic, periphyton.

Introdução

As diatomáceas se destacam entre os grupos de algas perifíticas encontradas em riachos, seja em relação à riqueza de espécies ou à abundância das populações (Allan 2001). Porém, as informações existentes sobre a composição florística de diatomáceas em riachos de altitude são ainda muito escassas. Tem-se conhecimento de algumas investigações realizadas em escala mundial, como os trabalhos de Meegan & Perry (1996), Silva-Benavides (1996), Pentecost *et al.* (1997) e Vavilova & Lewis (1999). Dentre os poucos estudos realizados no Brasil, podem ser citados o de Mendes (2003) em um córrego na Serra do Cipó e de Canani (2005) no Parque Estadual do Ibitipoca, ambos abordando a composição da flora de diatomáceas no estado de Minas Gerais.

Os riachos de altitude no Rio Grande do Sul estão concentrados nos Campos de Cima da Serra, na zona fisiográfica denominada Serra Geral. É a região mais elevada e fria do estado, atingindo altitudes superiores a 1.400 m e temperaturas de até -8°C no inverno, com freqüente formação de geadas e nevadas ocasionais (Moreno 1961). Nesta região se encontra o rio das Antas, que tem suas nascentes no município de São José dos Ausentes e passa a ser denominado rio Taquari até sua confluência com o rio Jacuí, do qual é o principal afluente. O trecho de terceira ordem do rio das Antas, local do presente estudo, é circundado por uma vegetação ripária formando mosaicos de mata de galeria e campo e com altitudes entre 1.030 e 1.005 m. Neste trecho há impacto por atividade de piscicultura, com criação de trutas arco-íris (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum) em tanques e açudes, sendo que a descarga dos efluentes dá-se diretamente no rio, alterando sua condição de trofia. Schneck *et al.* (2007) demonstram as variações das

Artigo recebido em 07/2007. Aceito para publicação em 02/2008.
[1]Departamento de Ecologia, Instituto de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. fabischneck@yahoo.com.br
[2]Autor para correspondência: Museu de Ciências Naturais, Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, R. Dr. Salvador França 1427, 90690-000, Porto Alegre, RS, Brasil. lezilda.torgan@fzb.rs.gov.br

características físicas e químicas e a resposta da comunidade de diatomáceas epilítica em relação a este impacto.

O presente trabalho tem como objetivo apresentar a composição florística, a riqueza e a distribuição de diatomáceas epilíticas neste trecho do rio com ilustrações e informações sobre as variações métricas e morfológicas dos táxons e comentários, quando necessários.

Material e Métodos

As coletas foram realizadas mensalmente, de julho de 2005 a fevereiro de 2006, em quatro estações amostrais (Fig. 1). Foram coletados, em cada estação amostral, cinco seixos, dos quais foram raspados 25 cm^2 de material de cada seixo, formando uma amostra composta de 125 cm^2. A remoção do epilíton se deu com o auxílio de uma escova de cerdas flexíveis, sendo o mesmo acondicionado em frascos com água destilada, avolumado para 100 ml e fixado com Lugol (Kelly *et al.* 1998). A constância de cada táxon foi calculada de acordo com Dajoz (1973) e os táxons foram classificados em constantes (>50%), freqüentes (25–50%) e raros (<25%).

Para a identificação das espécies, a amostra foi oxidada com peróxido de hidrogênio (H_2O_2) e dicromato de potássio ($K_2Cr_2O_7$) (Van der Werff 1955) e montada com Naphrax em lâminas permanentes. Para análise ao microscópio eletrônico de varredura (MEV) marca GEOL JSM-6060, o material foi montado em lâminas de raio X sobre stubs de alumínio, metalizado com 30 nm de ouro, operando em 10 kV.

A identificação foi baseada, sempre que possível, na obra original. Caso contrário, foram utilizadas as seguintes obras: Patrick & Reimer (1966), Krammer & Lange-Bertalot (1986, 1988, 1991a, 1991b), Lange-Bertalot (1999), Lange-Bertalot & Metzeltin (1996), Metzeltin & Lange-Bertalot (1998, 2002), Rumrich *et al.* (2000) e Metzeltin *et al.* (2005). O enquadramento dos táxons seguiu o sistema de Round *et al.* (1990). As amostras líquidas e as lâminas permanentes encontram-se tombadas no Herbário Prof. Dr. Alarich R. H. Schultz (HAS) da Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul.

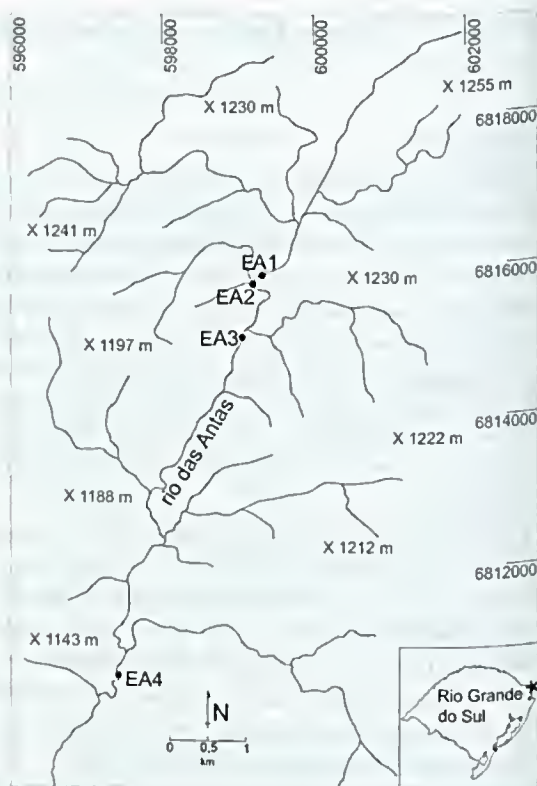



Figura 1 – Localização da área de estudo no estado do Rio Grande do Sul e das estações amostrais (EA) no curso superior do rio das Antas, São José dos Ausentes, RS, Brasil.

Resultados e Discussão

Composição florística

A comunidade de diatomáceas epilíticas no curso superior do rio das Antas esteve representada por 38 táxons, distribuídos em 16 famílias e 25 gêneros, conforme segue:

Divisão Bacillariophyta
Classe Coscinodiscophyceae
Ordem Aulacoseirales
Família Aulacoseiraceae

Aulacoseira granulata (Ehr.) Sim., Bacillaria 2: 58. 1979. Fig. 2a

Variação métrica: 27–29 µm alt. do manto; 5–6 µm diâm.; 11–12 aréolas em 10 µm.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA1, 11.X.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107176, lâm. n° 5940).

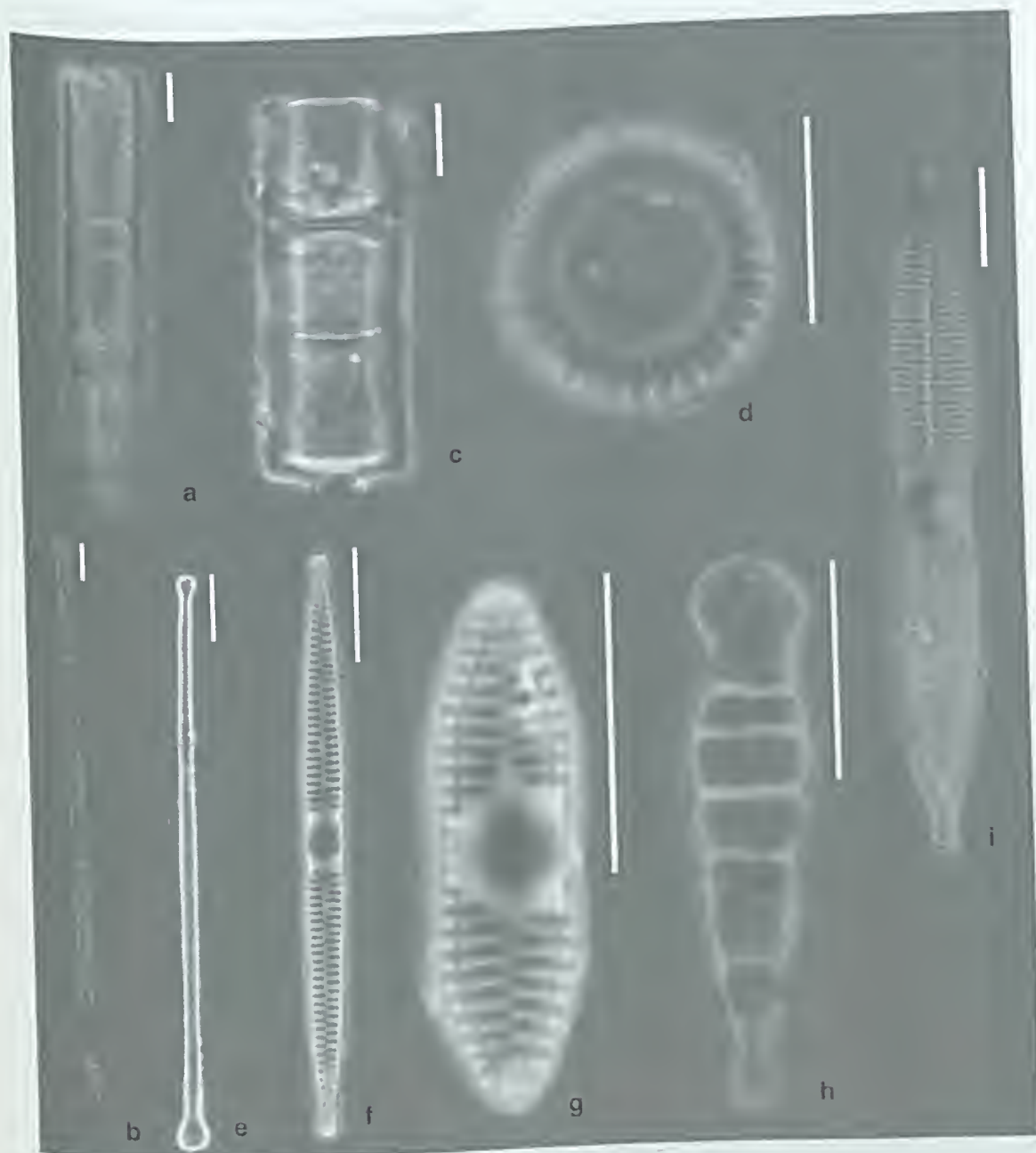



Figura 2 – a. *Aulacoseira granulata*; b. *A. granulata* var. *angustissima*; c. *Melosira varians*; d. *Cyclotella meneghiniana*; e. *Asterionella formosa*; f. *Fragilaria capucina*; g. *F. capucina* var. *mesolepta*; h. *Meridion circulare* var. *constrictum*; i. *Synedra goulardii*. Escala = 10 µm.

Aulacoseira granulata (Ehr.) Sim. var. ***angustissima*** (O. Müll.) Sim., Bacillaria 2: 58. 1979. Fig. 2b
Variação métrica: 29 µm alt. do manto; 2 µm diâm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 11.X.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107159, lâm. n° 5948); EA1, 17.I.2006, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107170, lâm. n° 5942).

Ordem Melosirales
Família Melosiraceae
Melosira varians Ag., Bot. Zeit., p. 628. 1827. Fig. 2c
Variação métrica: 15 µm alt. do manto; 17 µm diâm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 11.X.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107160, lâm. n° 5941).

Ordem Thalassiosirales
Família Stephanodiscaceae
Cyclotella meneghiniana Kütz., Bacillaria, p. 50, est. 30: fig. 68. 1844. Fig. 2d
Variação métrica: 14–15 µm diâm.; 9–10 estrias marginais em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 14.XII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107167, lâm. n° 5952).

Classe Fragilariophyceae
Ordem Fragilariales
Família Fragilariaceae
Asterionella formosa Hass., Microscop. Exam. Water, p. 10. 1855. Fig. 2e
Variação métrica: 85–87 µm compr.; 4 µm larg.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107147, lâm. n° 5934).

Fragilaria capucina Desm., Pl. Crypt. France 10: 453. 1825. Fig. 2f
Variação métrica: 28–52 µm compr.; 4–5 µm larg.; 13–14 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA1, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107146, lâm. n° 5923); EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936).

Fragilaria capucina (Desm.) var. ***mesolepta*** (Rabh.) Rabh., Fl. Eur. Alg. 1:118. 1864. Fig. 2g
Variação métrica: 17,4–23 µm compr.; 4,2 µm larg.; 13–15 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936).

Meridion circulare (Grev.) Ag. var. ***constrictum*** (Ralfs) V. H., Syn. Diat. Belgique, est. 51: fig. 14-15. 1881. Fig. 2h
Variação métrica: 24–26 µm compr.; 15 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936); EA3, 11.X.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107160, lâm. n° 5941).

Synedra goulardii Bréb., *in* Cleve & Grun. K. Svens. Vet. –Akad. Handl. 17(2): 107, est. 6: fig. 119. 1880. Fig. 2i
Variação métrica: 70 µm compr.; 9 µm larg.; 12 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 14.XI.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107163, lâm. n° 5949).

Classe Bacillariophyceae
Ordem Achnanthales
Família Achnanthaceae
Achnanthes acares Hohn & Hell., T. Am. Microsc. Soc. 1(82): 273, fig. 27-28. 1963. Fig. 3a
Variação métrica: 7,2–9,6 µm compr.; 3–4,2 µm larg.; 20–23 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5933); EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936).

Família Achnanthidiaceae
Achnanthidium microcephalum Kütz., Bacillarien 75, est. 3: fig. 13-19. 1844. Fig. 3b
Variação métrica: 15–21 µm compr.; 3–4 µm larg.; estrias inconspícuas.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936); EA3, 11.X.2005, *F. Schneck*, s/n (HAS 107160, lâm. n° 5941).

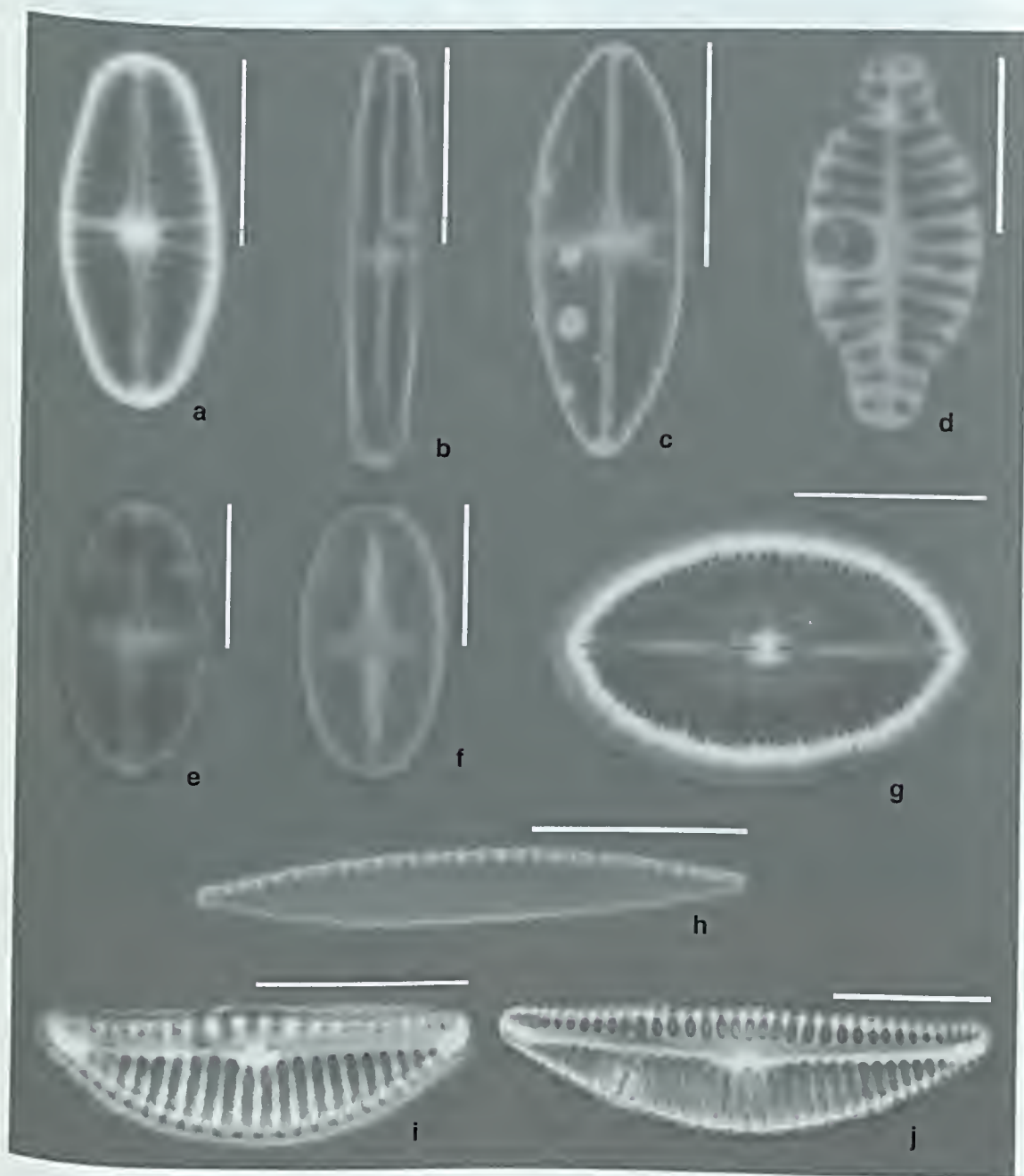



Figura 3 – a. *Achnanthes acares*; b. *Achnanthidium microcephalum*; c. *Lemnicola hungarica*; d. *Planothidium frequentissimum*; e. *Psammothidium subatomoides* valva com rafe; f. *P. subatomoides* valva sem rafe; g. *Cocconeis placentula* var. *acuta*; h. *Nitzschia palea*; i. *Encyonema minutum*; j. *E. silesiacum*. Escala: figs. a, d-f = 5 µm; demais figs. = 10 µm.

Comentários: *A. microcephalum* é morfologicamente semelhante a *A. minutissimum* (Kütz.) Czarn. diferindo nas características da área central e das extremidades valvares. A identificação do exemplar observado baseou-se em Patrick & Reimer (1966), assemelhando-se ao material encontrado por Raupp *et al*. (2007).

Lemnicola hungarica (Grun.) Round & Basson, Diatom Res. 12(1): 77. 1997. Fig. 3c
Variação métrica: 19 µm compr.; 8 µm larg.; 20 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 19.IX.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107155, lâm. n° 5946).

Planothidium frequentissimum (Lange-Bert.) Round & Bukht., Diatom Res. 11(2): 352. 1996. Fig. 3d
Variação métrica: 10–11 µm compr.; 5 µm larg.; 13 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 14.XII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107167, lâm. n° 5952).

Psammothidium subatomoides (Hust.) Bukht. & Round, Diatom Res. 11(1): 13. 1996. Fig. 3e-f
Variação métrica: 9–10 µm compr.; 5 µm larg.; estrias inconspícuas.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5933); EA3, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107152, lâm. n° 5930).
Comentários: possui a valva rafídea convexa, sendo esta característica bem visível no material vivo observado sob microscópio óptico.

Família Cocconeidaceae

Cocconeis placentula var. ***acuta*** Meist., Ber. Deutsch. Bot. Ges. 47: 99, fig. 60. 1934. Fig. 3g
Variação métrica: 16,8–23,4 µm compr.; 9,6–13,2 µm larg.; 20 estrias em 10 µm na valva com rafe e 20–21 estrias em 10 µm na valva sem rafe.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936).

Ordem Bacillariales

Família Bacillariaceae

Nitzschia palea (Kütz.) Smith, Syn. British Diat. 2: 89. 1856. Fig. 3h
Variação métrica: 12,6–28 µm compr.; 3–4 µm larg.; 11–15 fíbulas em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5933); EA3, 11.X.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107160, lâm. n° 5941).

Ordem Cymbellales

Família Cymbellaceae

Encyonema minutum (Hilse) Mann, *in* Round *et al*., Diatoms, p. 667. 1990. Fig. 3i
Variação métrica: 17–20,8 µm compr.; 5–6,4 µm larg.; 10–11 estrias dorsais em 10 µm; 11–13 estrias ventrais em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5924).

Encyonema silesiacum (Bleisch *in* Rab.) Mann, *in* Round *et al*., Diatoms, p. 667. 1990. Fig. 3j
Variação métrica: 32–34 µm compr.; 8 µm larg.; 11–12 estrias dorsais em 10 µm; 11 estrias ventrais em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5924); EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5937).

Família Gomphonemataceae

Gomphonema affine Kütz., Bacillarien, p. 86, est.30: fig. 54. 1844. Fig. 4a
Variação métrica: 33–35 µm compr.; 8–10 µm larg.; 11–12 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936).

Gomphonema parvulum *sensu lato* Kütz. (Kütz.), Sp. Alg., p. 65. 1849. Figs. 4b-d
Variação métrica: 12–31 µm compr.; 5–7 µm larg.; 13–16 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005,

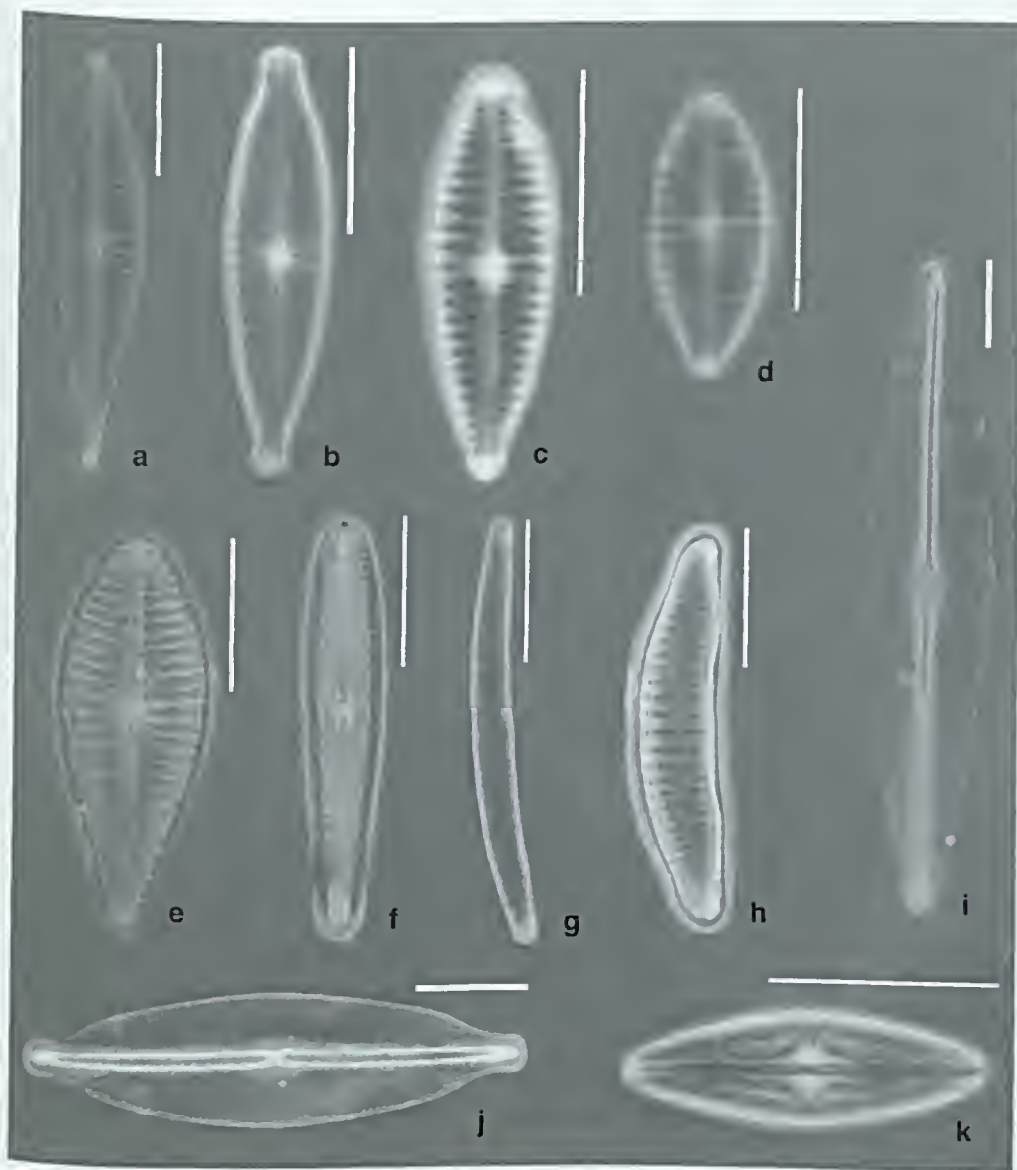



Figura 4 – a. *Gomphonema affine*; b, c, d. *G. parvulum*; e. *G. pseudoaugur*; f. *G. tenuissimum*; g. *Eunotia bilunaris*; h. *E. pseudosudetica*; i. *Frustulia crassinervia*; j. *F. saxonica*; k. *Brachysira brebissonii*. Escala = 10 µm.

F. Schneck, s.n. (HAS 107146, lâm. n° 5923); EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5924 e lâm. n° 5933); EA2, 11.X.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107159, lâm. n° 5948).

Gomphonema pseudoaugur Lange-Bert., Arch. Hydrobiol. Suppl. 56(2): 79, est. 213-214, figs. 11-16. 1979. Fig. 4e

Variação métrica: 26 µm compr.; 10 µm larg.; 10 estrias em 10 µm.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 19.IX.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107156, lâm. n° 5947).

Gomphonema tenuissimum Fricke, *in* Schmidt *et al.*, est. 248, fig. 7. 1904. Figs. 4f, 6a-e

Variação métrica: 24–33 µm compr.; 5–6 µm larg.; 12–14 estrias em 10 µm.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA1, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107146, lâm. n° 5923); EA2, 14.XII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107167, lâm. n° 5952).

Comentários: espécie de ocorrência rara, somente encontrada no município de Santos, Brasil, em duas ocasiões (Schmidt *et al.* 1874-1959; Metzeltin & Lange-Bertalot 1998) e agora no rio das Antas. Em microscopia óptica

Gomphoneis rhombica Merino, García, Hernández-Mariné & Fernández (1994) é morfologicamente muito semelhante à *Gomphonema tenuissimum*, diferindo pelo menor número de estrias (9–12 estrias em 10 µm) e maior comprimento (37–55 µm). *G. tenuissimum* é uma espécie até então não estudada sob MEV. Possui estrias unisseriadas diminuindo em tamanho em direção à área central, campo de poros formado por cerca de nove linhas de poros circulares em uma das extremidades e estrias constituídas de aréolas elipsóides (Fig. 6a, b). Apresenta um estigma entre os nódulos centrais e helictoglossa bem saliente nas extremidades valvares (Fig. 6c-e).

Ordem Eunotiales

Família Eunotiaceae

Eunotia biluuaris (Ehr.) Souza, Bull. Jard. Bot. Nat. Belg. 67: 265-267, fig. 13. 1999. Fig. 4g

Variação métrica: 30–53 µm compr.; 2–3 µm larg.; 17–20 estrias em 10 µm.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5933); EA1, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107150, lâm. n° 5935).

Comentários: os indivíduos observados apresentaram pequeno tamanho, uma vez que a espécie possui grande variação de comprimento, entre 26,6 e 112,0 µm de acordo com Krammer & Lange-Bertalot (1991*a*).

Eunotia pseudosudetica Metz., Lange-Bert. & García-Rodr., Iconogr. Diatomol. 15: 57, est. 24: fig. 15-18. 2005. Fig. 4h

Variação métrica: 22,8–28 µm compr.; 6–6,4 µm larg.; 9–10 estrias em 10 µm.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5924); EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936).

Comentários: os caracteres observados estão de acordo com a descrição da espécie, com exceção do comprimento da valva (26–84 µm) apresentado no material-tipo, oriundo do rio da Prata, Uruguai.

Ordem Naviculales

Família Amphipleuraceae

Frustulia crassinervia (Brèb.) Lange-Bert. & Kram., Iconogr. Diatomol. 2: 57. 1996. Fig. 4i

Variação métrica: 37–45 µm compr.; 10–12 µm larg.; estrias inconspícuas.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA1, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107146, lâm. n° 5923); EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5924).

Frustulia saxonica Rabh., Süssw.-Diat. 61: 50, est. 7: fig. 1. 1853. Fig. 4j

Variação métrica: 75 µm compr.; 15 µm larg.; estrias inconspícuas.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA1, 11.X.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107158, lâm. n° 5940).

Família Brachysiraceae

Brachysira brebissonii Ross *in* Hartley, J. Mar. Biol. Ass. U. K. 66: 607. 1986. Fig. 4k

Variação métrica: 17–21 µm compr.; 6 µm larg.; 28–30 estrias em 10 µm.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5933).

Família Diadesmidaceae

Luticola costei Metz. & Lange-Bert., Iconogr. Diatomol. 5: 136, est. 87: fig. 13. 1998. Fig. 5a

Variação métrica: 21–24 µm compr.; 7–8 µm larg.; 25–27 estrias em 10 µm.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936).

Comentários: os caracteres observados estão de acordo com a descrição da espécie, exceto o número de estrias (24 estrias em 10 µm) apresentado no material-tipo, oriundo do rio Demerara, Guianas.

Luticola goeppertiana (Bleisch) Mann *in* Round *et al.*, Diatoms, p. 670. 1990. Fig. 5b

Variação métrica: 18,4–27,6 µm compr.; 7–8 µm larg.; 17–23 estrias em 10 µm.

Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005,

F. Schneck, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5924); EA3, 11.X.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107160, lâm. n° 5941).

Luticola saxophila (Bock *ex* Hust.) Mann *in* Round *et al.*, Diatoms, p. 671. 1990. Fig. 5c
Variação métrica: 16 µm compr.; 8 µm larg.; 20 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 19.IX.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107155, lâm. n° 5946).
Comentários: táxon enquadrado de acordo com Krammer & Lange-Bertalot (1988), apresentando área central menor que o material-tipo de Hustedt.

Família Naviculaceae

Adlafia bryophila (Peter.) G. Moser, Lange-Bert. & Metz., Biblioth. Diatomol. 38: 89. 1998. Fig. 5d
Variação métrica: 18 µm compr.; 4 µm larg.; 23 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 14.XII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107167, lâm. n° 5952).

Navicula angusta Grun., Verh. K. Zool.-Bot. Ges. Wien 10: 528, est. 3: fig. 19. 1860. Fig. 5e
Variação métrica: 53 µm compr.; 8 µm larg.; 12 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936).

Navicula cryptocephala Kütz., Bacillarien, p. 95, est. 3: fig. 20, 26. 1844. Fig. 5f
Variação métrica: 23–25 µm compr.; 5–6 µm larg.; 13–15 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 15.II.2006, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107176, lâm. n° 5945).

Navicula cryptotenella Lange-Bert., Biblioth. Diatomol. 9: 62-63, est. 18: fig. 22-23, est. 19: fig. 1-10, est. 27: fig 1. 1985. Fig. 5g
Variação métrica: 19–25 µm compr.; 4–5 µm de larg.; 15–18 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5924); EA3, 15.II.2006, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107176, lâm. n° 5945).

Nupela praecipua (Reich.) Reich., Iconogr. Diatomol. 9: 196. 2000. Fig. 5h
Variação métrica: 12–15 µm compr.; 5–5,4 µm larg.; estrias inconspícuas.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5936); EA2, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107151, lâm. n° 5937).

Família Pinnulariaceae

Pinnularia parvulissima Kram., Diatoms of Europe 1: 220, est. 65: fig. 9-10, est. 69: fig. 7-11. 2000. Fig. 5i
Variação métrica: 70–73 µm compr.; 10–11 µm larg.; 9–10 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 14.VII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107148, lâm. n° 5924); EA1, 15.VIII.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107150, lâm. n° 5935).

Pinnularia subcapitata Greg., Quart. J. Micr. Sc. 4: 9, est. 1: fig. 30. 1856. Fig. 5j
Variação métrica: 31,2 µm compr.; 5,6 µm larg.; 13–14 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA3, 11.X.2005, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107160, lâm. n° 5941).

Ordem Rhopalodiales
Família Rhopalodiaceae

Rhopalodia operculata (Ag.) Hak., Beih. Nova Hedwigia 64: 166. 1979. Fig. 5k
Variação métrica: 17–18 µm compr.; 5 µm larg.; 20–21 estrias em 10 µm.
Material examinado: BRASIL. RIO GRANDE DO SUL: São José dos Ausentes, rio das Antas, EA2, 15.II.2006, *F. Schneck*, s.n. (HAS 107175, lâm. n° 5950).

Distribuição e riqueza dos táxons

Com relação à distribuição dos táxons nas estações amostrais, 14 espécies foram constantes, a saber: *Achnanthidium microcephalum*, *Cocconeis placentula* var. *acuta*, *Encyonema minutum*, *E. silesiacum*, *Eunotia bilunaris*, *E. pseudosudetica*, *Fragilaria capucina*, *Gomphonema tenuissimum*, *G. parvulum*, *Navicula cryptotenella*, *Nitzschia palea*, *Nupela*

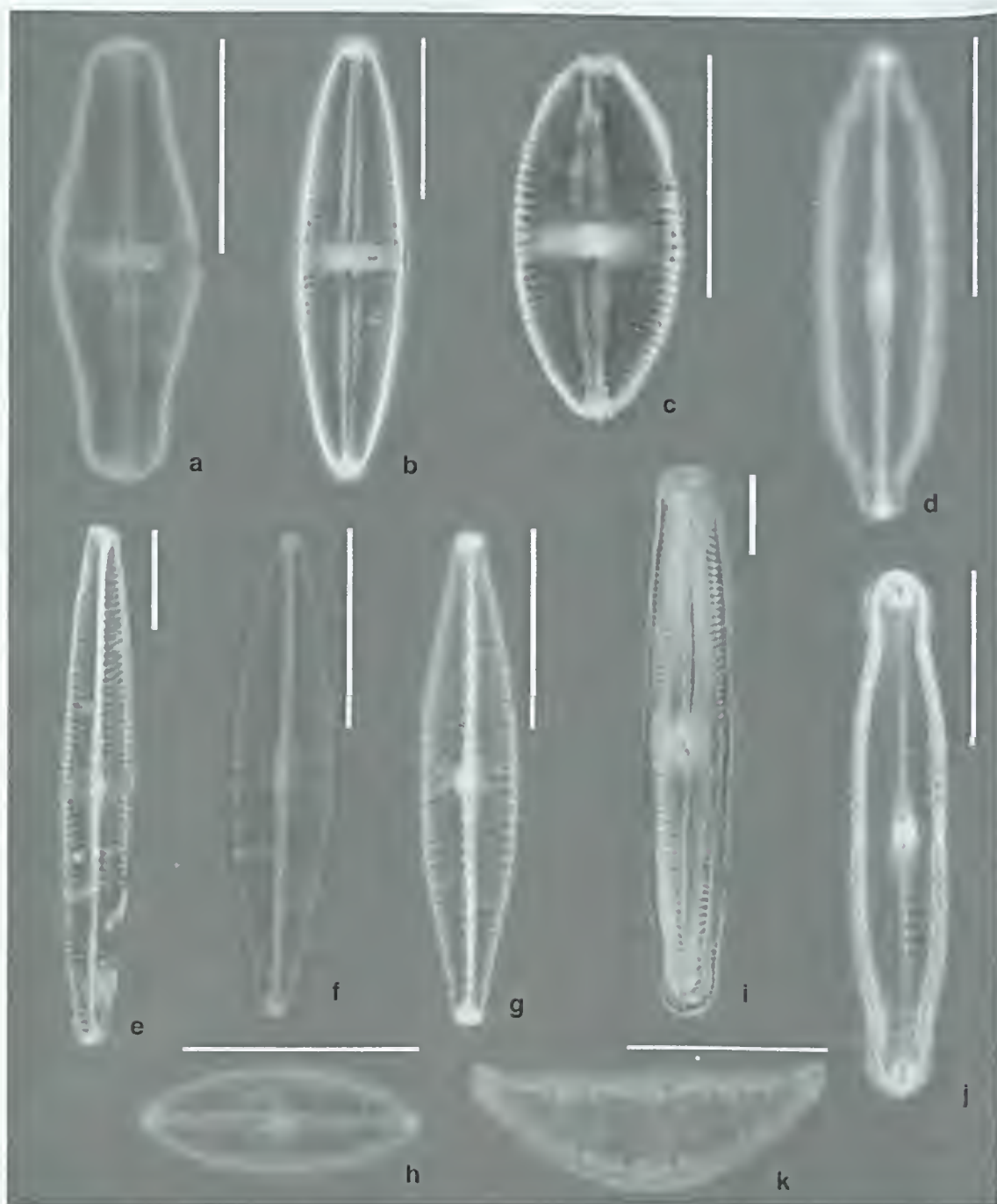



Figura 5 – a. *Luticola costei*; b. *L. goeppertiana*; c. *L. saxophila*; d. *Adlafia bryophila*; e. *Navicula angusta*; f. *N. cryptocephala*; g. *N. cryptotenella*; h. *Nupela praecipua*; i. *Pinnularia parvulissima*; j. *P. subcapitata*; k. *Rhopalodia operculata*. Escala = 10 µm.

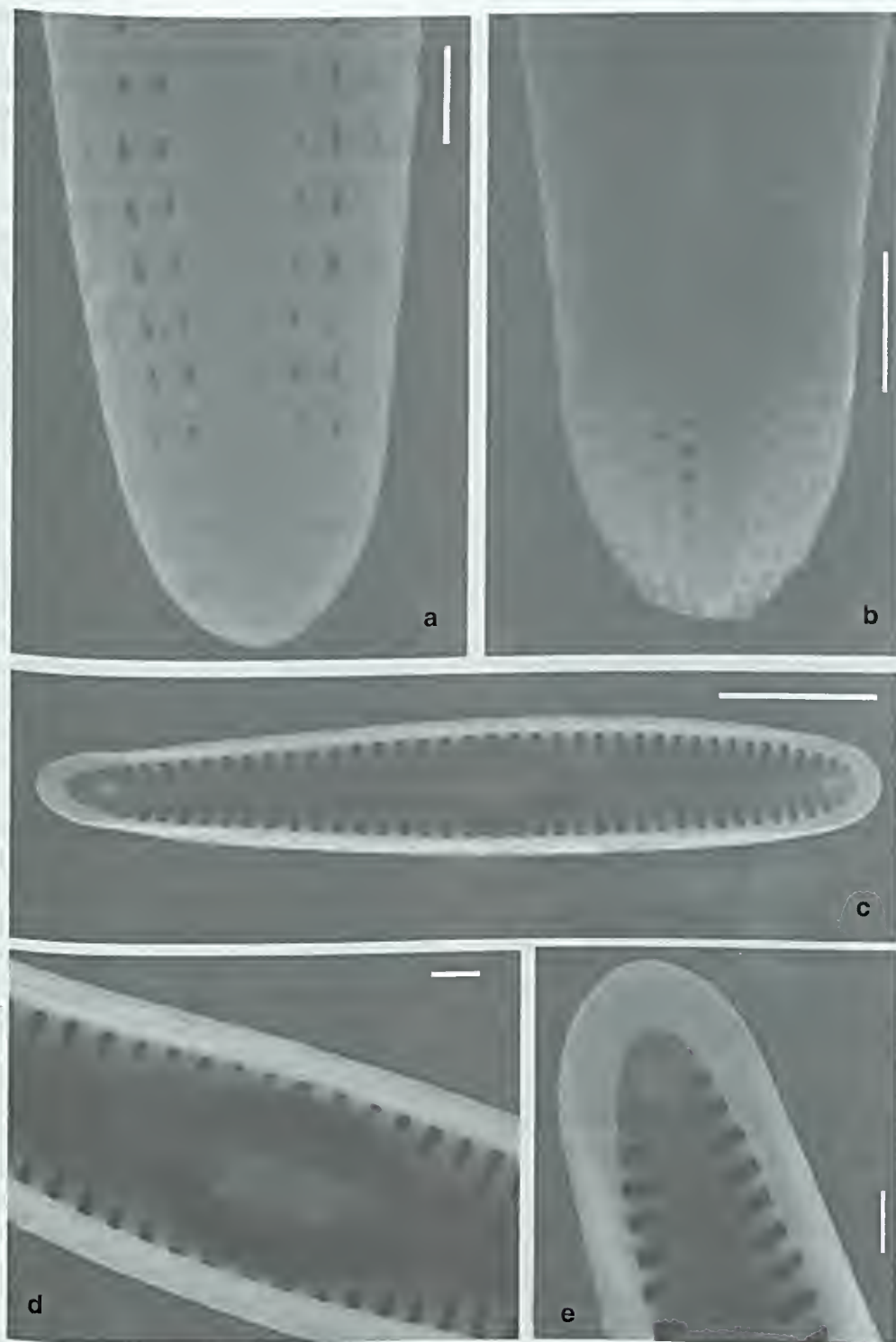



Figura 6 – *Gomphonema tenuissimum* (MEV) – a. vista valvar externa mostrando as estrias unisseriadas; b. detalhe do campo de poros; c. vista geral interna mostrando o padrão dos alvéolos e helictoglossa junto às extremidades valvares; d. vista interna do estigma entre os nódulos centrais; e. vista interna destacando a helictoglossa. Escala: a-b = 1 μm; c = 5 μm; d-e = 1 μm.

praecipua e *Psammothidium subatomoides*. Apresentaram ocorrência rara as espécies *Aulacoseira granulata* var. *angustissima*, *Brachysira brebissonii*, *Cyclotella meneghiniana*, *Fragilaria capucina* var. *mesolepta*, *Frustulia saxonica*, *Gomphonema pseudoaugur*, *Lemnicola hungarica*, *Luticola costei*, *L. saxophila*, *Melosira varians*, *Pinnularia parvulissima* e *Planothidium frequentissimum*, enquanto as demais espécies foram freqüentes.

A figura 7 mostra como a riqueza variou ao longo dos meses de coleta, apresentando entre 10 e 25 táxons. Pode-se observar uma tendência a menores riquezas no verão e nas estações amostrais EA1 e EA2, estações estas que apresentam condições naturais mais bem preservadas.

A riqueza de diatomáceas observada no curso superior do rio das Antas (38 táxons) é

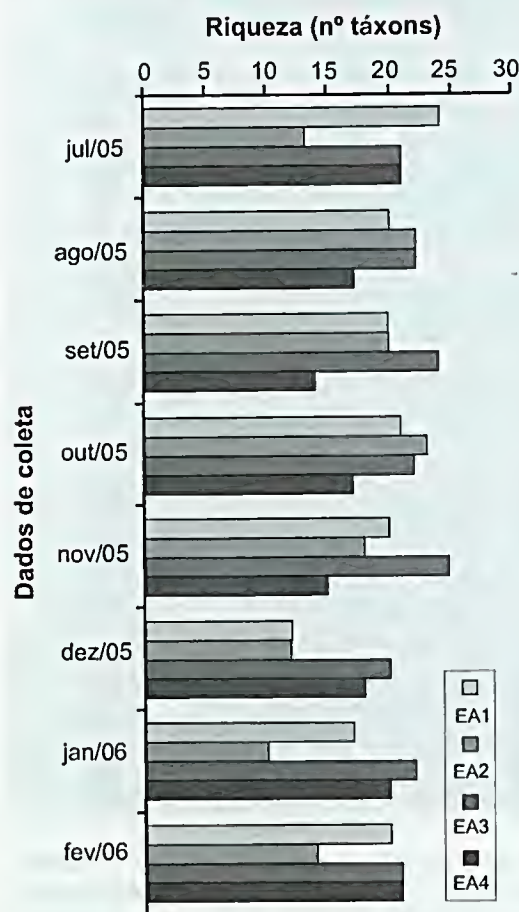



Figura 7 – Riqueza por estação amostral (EA), ao longo dos meses de coleta.

baixa quando comparada com outros sistemas lóticos no Rio Grande do Sul. Hermany *et al.* (2006) registraram 147 espécies de diatomáceas epilíticas num riacho pertencente à região hidrográfica do Guaíba e Salomoni *et al.* (2006) observaram no rio Gravataí 166 táxons.

Entretanto, levantamentos em rios de altitude demonstraram que os mesmos apresentam taxocenoses pobres em espécies, provavelmente em decorrência de condições naturais mais austeras. Esses ambientes tendem a apresentar águas mais rápidas, mais frias e pobres em nutrientes quando comparados a rios de planícies, aumentando a competição por recursos e limitando o número de nichos disponíveis para as diferentes espécies de algas. Jüttner *et al.* (1996), estudando um rio oligotrófico de altitude no Nepal, encontraram 36 espécies de diatomáceas epilíticas. Mendes (2003) cita 38 táxons para o córrego do Indaiá (Serra do Cipó, MG), sendo que 11 pertencem ao gênero *Eunotia*. Resultados semelhantes foram encontrados por Canani (2005) no rio do Salto (MG), localizado em altitudes entre 1.200 e 1.450 m, onde foram registrados 30 táxons e novamente o gênero *Eunotia* foi o mais bem representado, com 13 espécies. É importante ressaltar que os riachos mineiros estudados apresentam pH ácido, o que explica a preponderância de *Eunotia*, gênero descrito como acidófilo (Round *et al.* 1990; Metzeltin & Lange-Bertalot 1998), diferentemente do rio das Antas que possui pH neutro no trecho estudado (Schneck *et al.* 2007) e que no presente trabalho apresentou somente duas espécies de *Eunotia*.

Rumrich *et al.* (2000) citam uma grande quantidade de espécies endêmicas em ambientes de altitude, porém principalmente em regiões acima de 3.000 m. No rio das Antas não foram encontradas espécies de ocorrência exclusiva de riachos de altitude, provavelmente por ser um ambiente sem características ambientais tão extremas, estando a 1.000 m de altitude.

A maioria das espécies encontradas é considerada cosmopolita e com grande amplitude ambiental. Outras espécies são descritas como tendo preferência por ambientes oligotróficos e/ou de altitude, porém sem serem restritas a esses ambientes, como *Cocconeis placentula*

var. *acuta*, *Meridion circulare* var. *constrictum* e *Psammothidium subatomoides* (Lowe 1974; Silva-Benavides 1996). Cabe ressaltar a ocorrência de três novas citações para o estado do Rio Grande do Sul: *Gomphonema tenuissimum*, *Luticola costei* e *Pinnularia parvulissima*.

Agradecimentos

Os autores agradecem ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelas bolsas de Mestrado e de Produtividade em Pesquisa concedidas ao primeiro e ao segundo autor, respectivamente.

Referências Bibliográficas

Allan, J. D. 2001. Stream Ecology: structure and function of running waters. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, 388p.

Canani, L. G. C. 2005. Flora e distribuição das diatomáceas (Bacillariophyta) do rio do Salto, Parque Estadual do Ibitipoca, MG. Dissertação de Mestrado. Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 70p.

Dajoz, R. 1973. Ecologia Geral. Vozes, Petrópolis, 471p.

Hermany, G.; Schwarzbold, A.; Lobo, E. A. & Oliveira, M. A. 2006. Ecology of the epilithic diatom community in a low-order stream system of the Guaíba hydrographical region: subsidies to the environmental monitoring of southern Brazilian aquatic systems. Acta Limnologica Brasiliensia 18(1): 9-27.

Jüttner, I.; Rothfritz, J. & Ormerod, S. J. 1996. Diatoms as indicators of river quality in the Nepalese middle hills with consideration of the effects of habitat-specific sampling. Freshwater Biology 36: 475-486.

Kelly, M. G.; Cazaubon, A.; Coring, E.; Dell'Uomo, A.; Ector, L.; Goldsmith, B.; Guasch, H.; Hürlimann, J.; Jarlman, A.; Kawecka, B.; Kwandrans, J.; Laugaste, R.; Lindstrom, E.-A.; Leitao, M.; Marvan, P.; Padisák, J.; Pipp, E.; Prygiel, J.; Rott, E.; Sabater, S.; Van Dam, H. & Vizinet, J. 1998. Recommendations for the routine sampling of diatoms for water quality assessments in Europe. Journal of Applied Phycology 10: 215-224.

Krammer, K. & Lange-Bertalot, H. 1986. Baccillariophyceae. Teil 1: Naviculaceae. *In*: Ettl, H.; Gerloff, J.; Heyning, H. & Mollenhauer, D. (eds.) Süâwasserflora von Mittleeuropa. Gustav Fischer, Stuttgart, 876p.

______. 1988. Baccillariophyceae. Teil 2: Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae. *In*: Ettl, H.; Gerloff, J.; Heyning, H. & Mollenhauer, D. (eds.). Süâwasserflora von Mittleeuropa. Gustav Fischer, Stuttgart, 596p.

______. 1991*a*. Baccillariophyceae. Teil 3: Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae. *In*: Ettl, H.; Gerloff, J.; Heyning, H. & Mollenhauer, D. (eds.). Süâwasserflora von Mittleeuropa. Gustav Fischer, Stuttgart, 576p.

______. 1991*b*. Baccillariophyceae. Teil 4: Achnanthaceae. *In*: Ettl, H.; Gerloff, J.; Heyning, H. & Mollenhauer, D. (eds.). Süâwasserflora von Mittleeuropa. Gustav Fischer, Stuttgart, 437p.

Lange-Bertalot, H. 1999. Zur Revision der Gattung Gomphonema. Iconographia Diatomologica vol. 8. Koeltz Scientifc Books, Ganther Verlang, 206p.

Lange-Bertalot, H. & Metzeltin, D. 1996. Indicators of oligotrophy. Ecology, diversity, taxonomy. Iconographia Diatomologica vol. 2. Koeltz Scientific Books, Ganther Verlang, 390p.

Lowe, R. L. 1974. Environmental requirements and pollution tolerance of freshwater diatoms. U.S. Environmental Protection Agency, Cincinnati, 334p.

Meegan, S. K. & Perry, S. A. 1996. Periphyton communities in headwater streams of different water chemistry in the Central Appalachian Mountains. Journal of Freshwater Ecology 11(3): 247-256.

Mendes, R. S. 2003. Experimentos de enriquecimento *in situ*: respostas de algas bentônicas à adição de nutrientes em um córrego de altitude da Serra do Cipó - MG. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 82p. Disponível em: http://ecologia.icb.ufmg.

br/~ecmvs/completa/134%20Raquel%20Souza%20Mendes.pdf

Merino, V.; García, J.; Hernández-Mariné, M. & Fernándes, M. 1994. Morphology and ultrastructure of *Gomphoneis rhombica* (Fricke) comb. nov. Diatom Research 9: 335-347.

Metzeltin, D. & Lange-Bertalot, H. 1998. Tropical Diatoms of South America. Diversity, taxonomy, geobotany. *In*: Lange-Bertalot, H. (ed.). Iconographia Diatomologica vol. 5. Koeltz Scientific Books, Königstein, 695p.

_____. 2002. Diatoms from the 'Island Continent' Madagascar. Taxonomy, biogeography, diversity. *In*: Lange-Bertalot, H. (ed.). Iconographia Diatomologica vol. 11. Koeltz Scientific Books, Königstein, 286p.

Metzeltin, D.; Lange-Bertalot, H. & García-Rodriguez, F. 2005. Diatoms of Uruguay. *In*: Lange-Bertalot, H. (ed.). Iconographia Diatomologica vol. 15. Koeltz Scientific Books, Königstein, 736p.

Moreno, J. A. 1961. Clima do Rio Grande do Sul. Secretaria de Agricultura, Porto Alegre, 41p.

Patrick, R. & Reimer, C. W. 1966. The diatoms of the United States. Vol. 1. Livingston Publishers, Philadelphia, 688p.

Pentecost, A.; Bailey, R. G.; Busulwa, H. S. & Williams, A. 1997. Epilithic algal communities of the Bujuku-Mubuku River system, Rwenzori Mountains, Uganda. Archieves für Hydrobiologie 139: 479-493.

Raupp, S. V.; Torgan, L. C. & Baptista, L. R. M. 2007. Composição e variação temporal de diatomáceas (Bacillariophyta) no plâncton da represa de Canastra, sul do Brasil. Iheringia, Série Botânica 61(1-2): 105-134.

Round, F. E.; Crawford, R. M. & Mann, D. G. 1990. The diatoms: biology and morphology of the genera. Cambridge University Press, Cambridge, 747p.

Rumrich, U.; Lange-Bertalot, H. & Rumrich, M. 2000. Diatomeen der Anden. Von Venezuela bis Patagonien/Tierra del Fuego. *In*: Lange-Bertalot, H. (ed.). Iconographia Diatomologica vol. 9. Koeltz Scientific Books, Königstein, 673p.

Salomoni, S. E.; Rocha, O.; Callegaro, V. L. & Lobo, E. A. 2006. Epilithic diatoms as indicators of water quality in the Gravataí river, Rio Grande do Sul, Brazil. Hydrobiologia 559: 233-246.

Schmidt, A.; Fricke, F.; Heiden, H. Müller, O. & Hustedt, F. 1874-1959. Atlas der Diatomaceen-kunde. Vol. 3. O. R. Reisland, Leipzig, est. 241-336.

Schneck, F.; Torgan, L. C. & Schwarzbold, A. 2007. Epilithic diatom community in a high altitude stream impacted by fish farming in southern Brazil. Acta Limnologica Brasiliensia 19(3): 341-355.

Silva-Benavides, A. M. 1996. The epilithic diatom flora of a pristine and a polluted river in Costa Rica, Central America. Diatom Research 11(1): 105-142.

Van der Werff, A. 1955. A new method of concentrating and cleaning diatoms and other organisms. Verhandlungen der Internationalen Vereinigung für theoretische und angewandte Limnologie 12: 276-277.

Vavilova, V. V. & Lewis, W. M. Jr. 1999. Temporal and altitudinal variations in the attached algae of mountain streams in Colorado. Hydrobiologia 390: 99-106.

Uma Nova espécie de *Ocotea* (Lauraceae) para o estado do Espírito Santo, Brasil

Alexandre Quinet[1]

Resumo

(Uma nova espécies de *Ocotea* (Lauraceae) para o estado do Espírito Santo, Brasil) É descrita e ilustrada uma nova espécie de *Ocotea* para o estado do Espírito Santo – *O. pluridomatiata* A. Quinet.

Palavras-chave: *Ocotea pluridomatiata*, nova espécie, floresta atlântica.

Abstract

(A new species of *Ocotea* (Lauraceae) from Espírito Santo State, Brasil) A new species of *Ocotea* from Espírito Santo is described and ilustrated – *O. pluridomatiata* A. Quinet.

Key words: *Ocotea pluridomatiata*, new species, Atlantic forest.

Introdução

As Lauraceae têm distribuição pantropical sendo bem representadas na América, Ásia tropical, Austrália e Madagascar e pouco expressivas no sul da África, possuindo cerca de 2.500 espécies subordinadas a 50 gêneros (Rohwer 1993). No Brasil ocorrem 22 gêneros que habitam em sua maior parte as florestas pluviais e também as restingas e os cerrados (Quinet 2002). Economicamente, o grupo se destaca pelo uso madeireiro e de óleos aromáticos muitas vezes empregados na confecção de perfumes e remédios.

Ocotea é constituído por cerca de 350 espécies distribuídas na América tropical e subtropical, desde o México até a Argentina. Com poucas espécies na África e em Madagascar e ausentes na Ásia (Rohwer 1993). O gênero caracteriza-se por apresentar flores monoclinas ou diclinas, com 6 tépalas, as flores estaminadas androceu com 9 estames férteis, anteras quadrilocelares, locelos dispostos em pares superpostos; estames das séries I e II com 3 estames cada, anteras introrsas; estames da série III com 3 estames, par de glândulas na base dos filetes, reduzidos, anteras extrorsas; série IV estaminodial ausente ou quando presente com 3 estaminódios, em geral reduzidos, filiformes, ou raramente estaminódios bem desenvolvidos, cordados ou sagitados; pistilóide presente ou ausente. Flores pistiladas com estaminódios reduzidos, de morfologia semelhante aos estames das flores estaminadas, com vestígio de locelos dispostos em dois pares superpostos. Fruto bacáceo, sobre ou parcialmente envolvido pela cúpula, em geral com margem simples e tépalas decíduas.

A revisão taxonômica das espécies do gênero *Ocotea* para a Região Sudeste do Brasil em andamento, vem proporcionando a análise das coleções depositadas nos principais herbários brasileiros. O estudo da coleção depositada no herbário Mello Leitão (MBML), e da Companhia Vale do Rio Doce (CVRD), em conjunto com um intensivo trabalho de campo, e da análise de literatura e dos espécimes tipo possibilitou identificar uma nova espécie para a ciência, sendo esta até o momento endêmica do estado do Espírito Santo e descrita no presente estudo.

Ocotea pluridomatiata A. Quinet, *sp. nov.*
Tipo: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Santa Teresa, Reserva Biológica Santa Lúcia, parte baixa da cachoeira do rio Timbuí, 5.V.1999, fl., masc., *W. P. Lopes, E. Bausen & W. Pizziolo 621* (Holótipo RB; Isótipos – MBML, UEC). Fig. 1

Ocoteae laxae *(Nees) Mez forma laminae folii et antheris proxima, sed lamina folii domatiis copiosis in axillis nervorum secundariorum et tertiorum, filamentis*

Artigo recebido em 08/2007. Aceito para publicação em 04/2008.
[1]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rua Pacheco Leão 915, 22460-030, Jardim Botânico, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. aquinet@jbrj.gov.br

staminum serierum I et II 0.6–0.8 mm longis et tepalis deciduis differt (domatia tantum in axillis nervorum secundariorum, filamenta staminum 0.2–0.3 mm longa et fructibus tepalis persistentibus in O. laxa*).*

Árvores 8 a 25 m alt., dióicas, ramos cilíndricos, glabrescentes; gemas apicais áureo – tomentosas. Folhas alternas em todo o ramo, pecíolos delgados, canaliculados, esparsamente áureo- pubérulos; lâmina cartácea, elíptica, 4,6–7,6 × 1,9–2,8 cm, base cuneada, margem espessa, ápice acuminado a caudado; face adaxial glabra, face abaxial áureo-pubérula; nervura principal impressa na face adaxial, proeminente na face abaxial; padrão de nervação camptódromo – broquidódromo, nervuras secundárias conspícuas em ambas as faces, delgadas, 5–7 pares, alternos a subopostos, ângulo de divergência 50° e 60°, reticulado laxo, grande número de domácias em tufos de pêlos nas axilas de nervuras secundárias e de terciárias. Inflorescência botrióide 2–3 cm compr., axilares. Flores diclinas, alvas, hipanto áureo – tomentoso. Flores masculinas com tépalas ovadas, 1,2–1,4 mm de compr., ápice obtuso, face externa e interna esparsamente áureo – tomentosa, papilosa. Estames das séries I e II com filetes 0,6–0,8 mm compr., anteras quadrilocelares, ovais a orbiculares, 8–10 mm compr., papilosas, introrsas; estames da série III com filetes 8–10 mm compr., par de glândula acima da base, anteras retangulares, 5–7 mm compr., papilosas, lateralmente extrorsas; série IV estaminodial ausente. Pistilóide ausente. Flores femininas com estaminódios de morfologia semelhante às das flores masculinas; ovário elipsóide, glabro, estilete curto, estigma indiviso. Fruto globoso, 0,7–1,2 cm compr., sobre cúpula taciforme, 0,5–0,7 cm compr., tépalas decíduas.

Parátipo: BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Santa Teresa, Estação Biológica Santa Lúcia, 28.IV. 1995, fr., *L. D. Thomaz 1168* (MBML, RB, UEC); trilha do sagüi, 22.IX.1999, fr., *V. Demuner et al. 11* (MBML, RB, UEC); Santo Antônio, terreno do Boza, 31.III.1999, fl. fem., *L. Kollmann et al. 2350* (MBML, RB, UEC); São Lourenço, Estação Biológica da Caixa d'água, 14.IV.1999, fl. fem., *L. Kollmann et al. 2475* (MBML, RB, UEC); Linhares, Reserva Florestal da Companhia Vale do Rio Doce, estrada Peroba Amarela, km 1,1, após o segundo morrote, 15.XI. 2006, fr., *A. Quinet 1047* (RB).

Distribuição geográfica e ecologia: espécie até o momento endêmica do Espírito Santo, onde ocorre em formações de Floresta Ombrófila no município de Santa Teresa e em áreas de Floresta de Tabuleiro no município de Linhares na Reserva Florestal da Companhia Vale do Rio Doce.

Etimologia: o epíteto específico *pluridomatiata* é em alusão ao grande número de domácias na face abaxial das folhas.

Fenologia: coletada com flores nos meses de março, abril e maio e frutos nos meses de abril e setembro.

Status de conservação: espécie categorizada como Em Perigo (EN B2ab(iv)), de acordo com os critérios da IUCN (2001).

No mais recente tratamento do gênero Rohwer (1986) divide *Ocotea* em dois subgêneros, estes sendo posteriormente organizados em grupos informais de espécie. De acordo com sua classificação infragenérica *O. pluridomatiata* pertence ao subgênero *Ocotea* Rohwer, que constitui o maior número de espécies do gênero, reunindo tanto as espécies dióicas como monóicas, com estames das series I e II não foliáceos nem liguliformes e cúpula do fruto de margem dupla ou simples.

A nova espécie assemelha-se a *Ocotea laxa* (Nees) Mez pela morfologia da lâmina foliar, das anteras e pela ausência do pistilóide nas flores masculinas. Difere desta por apresentar lâmina foliar com grande número de domácias nas axilas das nervuras secundárias e terciárias, estames das séries I e II quase tão longos quanto às anteras e frutos com tépalas decíduas, enquanto *O. laxa* apresenta domácias apenas nas axilas das nervuras secundárias, filetes ca. de ¼ a 1/5 do compr. das anteras e frutos com tépalas persistentes.

Agradecimentos

Ao curador do herbário Mello Leitão (MBML) pelo envio de duplicatas; ao Dr.

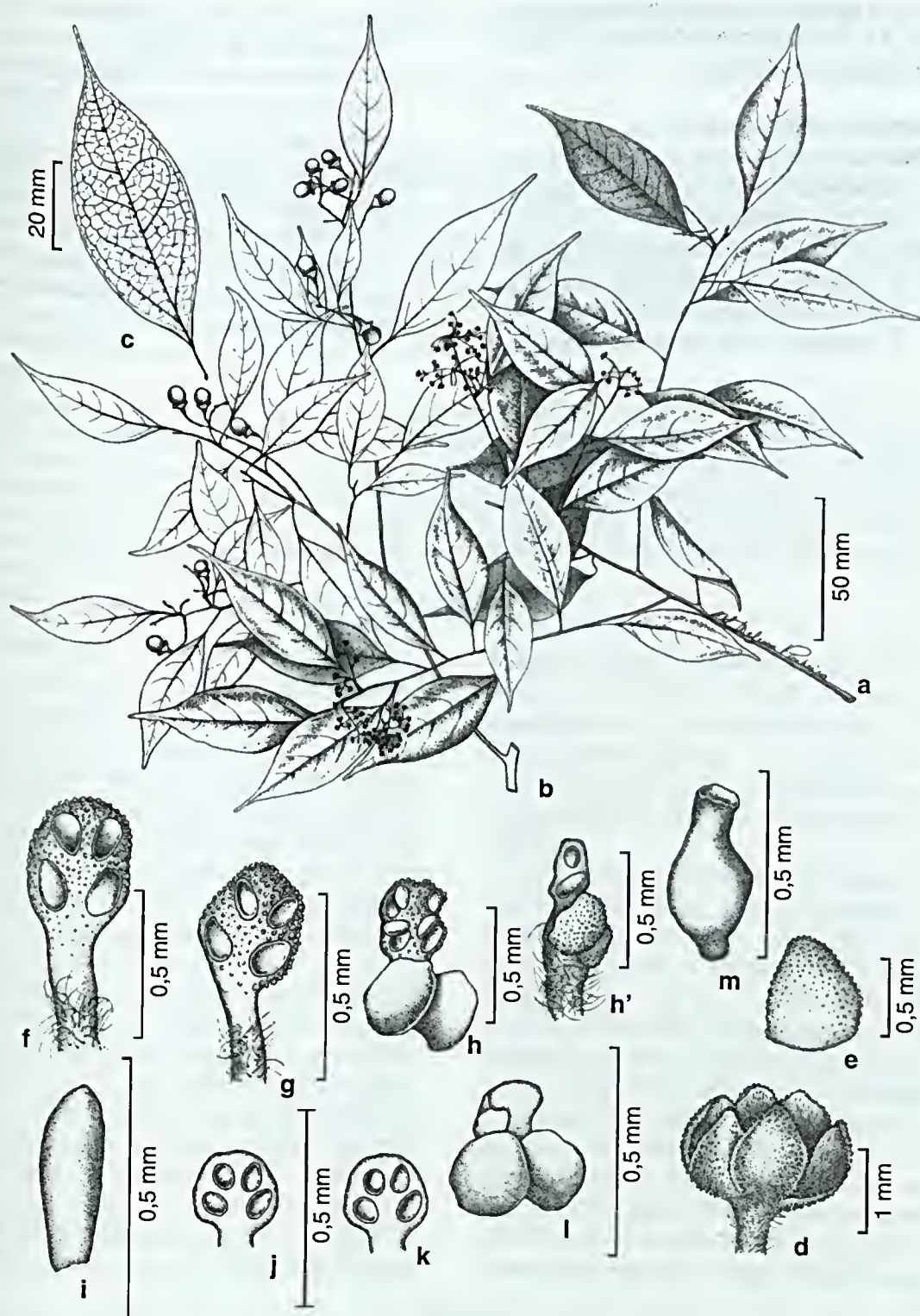



Figura 1 – *Ocotea pluridomatiata* A.Quinet – a. ramo florífero; b. ramo frutífero; c. folha; d. flor; e. tépala; f. estame da série I; g. estame da série II; h. estame da série III; h'. estame da série III, vista lateral; i. estaminódio da série IV; j. estaminódio da série I; k. estaminódio da série II; l. estaminódio da série III; m. ovário. (a, c, d-i *Lopes 621;* b *Demuner 11;* j-o *Kollmann 2350)*

Tarciso Filgueiras pelo auxílio na diagnose em latim; e a Dra. Regina Helena Potsch Andreata pela leitura do manuscrito.

Referências Bibliográficas

IUCN. 2001. IUCN red list categories, v. 3.1. Gland and Cambridge: IUCN Species Survival Commission.

Rohwer, J. G. 1993. Lauraceae. *In*: Kubitzki, K.; Rohwer, J. G. & Bittrich, V. (eds.). The families and genera of vascular plants. Vol. 2. Springer-Verlag, Berlin. Pp. 366-391.

Rohwer, J. G. 1986. Prodromus einer Monographie der Gattung *Ocotea* Aubl. (Lauraceae), *sensu lato*. Mitteilungen aus dem Institut fur Allgemeine Botanik Hamburg 20: 3-278.

Quinet, A. 2002. Lauraceae. *In*: Barroso, G. M.; Guimarães, E. F.; Ichaso, C. L. F.; Costa, C. G. & Peixoto, A. L. (org.). Sistemática de Angiospermas do Brasil. Vol. 1. 2ª ed. rev. Ed. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. Pp. 59-64.

Stylogyne (Myrsinaceae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil[1]

Tatiana Tavares Carrijo[1,3] & *Maria de Fátima Freitas*[2]

Resumo

(*Stylogyne* (Myrsinaceae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil) Oito espécies de *Stylogyne* ocorrem no estado do Rio de Janeiro, das quais *S. depauperata*, *S. lhotzkiana*, *S. sellowiana* e *S. sordida* são endêmicas. As flores pistiladas de *S. lhotzkiana* e bissexuais de *S. sellowiana* são descritas pela primeira vez. Cinco espécies são ilustradas pela primeira vez. São apresentados chave para identificação, comentários sobre afinidades, distribuição geográfica e ecologia das espécies. A Serra do Mar se destaca como importante centro de diversidade do gênero no estado do Rio de Janeiro, sendo os contrafortes da Serra dos Órgãos e do Maciço do Tinguá, as áreas com maior representatividade de táxons.

Palavras-chave: flora, taxonomia, Serra do Mar, Floresta Pluvial Atlântica.

Abstract

(*Stylogyne* (Myrsinaceae) of the state of Rio de Janeiro, Brazil) Eight species of *Stylogyne* occur in Rio de Janeiro state, *S. depauperata* Mez, *S. lhotzkiana*, *S. sellowiana* and *S. sordida* being endemics. The pistillate flowers of *S. lhotzkiana* and the bisexual ones of *S. sellowiana* are described for the first time. Five species are illustrated for the first time. Identification key, and commentaries about affinities, distribution and ecology of the species are provided. In Rio de Janeiro state, the Serra do Mar presents the greatest diversity of *Stylogyne* species, in which the Serra dos Órgãos and Tinguá groups of mountains show the larger number of taxa.

Key words: flora, taxonomy, Serra do Mar, Pluvial Atlantic Forest.

Introdução

O gênero *Stylogyne* A.DC. é exclusivamente neotropical e possui entre 60–70 espécies (Pipoly & Ricketson 2000) dióicas, androdióicas, polígamas e bissexuais (Lundell 1971; Pipoly 1989; Ricketson & Pipoly 1997), predominantes na América do Sul (Ricketson & Pipoly 2003). Na única revisão realizada para o gênero (Mez 1902) foram citadas 28 espécies para o Brasil.

Stylogyne apresenta maior afinidade com os gêneros *Geissanthus* Hook.f. e *Ardisia* Sw. De *Geissanthus*, *Stylogyne* pode ser diferenciado pelas sépalas com 4–5 lobos abertos no botão, e pela corola de estivação contorta (Ricketson & Pipoly 1997). De *Ardisia*, *Stylogyne* tem sido tradicionalmente distinto pela corola de estivação contorta e pelos óvulos unisseriados, raramente bisseriados (Ricketson & Pipoly 1997). Bernacci & Jung-Mendaçolli (2000) discordaram da viabilidade destes caracteres ao analisar as espécies de *Stylogyne* ocorrentes na Região Sudeste do Brasil, e sinonimizaram os táxons estudados a *Ardisia*. Em função da condição parafilética de *Ardisia* (Ståhl 1996) e do conhecimento precário de *Stylogyne*, são necessários estudos mais detalhados para que se compreenda a complexa relação entre estes gêneros.

Floras locais ou regionais e listagens de espécies realizadas para os estados do Amazonas (Ribeiro *et al.* 1999), São Paulo (Jung-Mendaçolli & Bernacci 1997; Jung-Mendaçolli *et al.* 2005), Minas Gerais (Oliveira-Filho 2006) e Rio de Janeiro (Jung-Mendaçolli & Bernacci 2001) têm corroborado a forte tendência a endemismos e ocupação preferencial das espécies de *Stylogyne* em áreas em bom estado de conservação, como sinalizado para os táxons da América do Sul (Pipoly 1991; Pipoly 1999; Pipoly & Ricketson 1999; Pipoly & Ricketson 2000) e da América Central (Ricketson & Pipoly 2003). Esses

Artigo recebido em 08/2007. Aceito para publicação em 4/2008.

[1]Parte da Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Botânica da Escola Nacional de Botânica Tropical/Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.

[2]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[3]Autor para correspondência: tcarrijo@gmail.com

dados são preocupantes em relação à conservação das espécies no atual contexto de degradação da Floresta Pluvial Atlântica, porque alguns representantes de *Stylogyne* são restritos a este bioma.

Este trabalho dá início ao estudo do gênero *Stylogyne* no Brasil. São fornecidas descrições, ilustrações inéditas e chave de identificação, além de comentários sobre a taxonomia, distribuição geográfica e ambiente preferencial das espécies do estado do Rio de Janeiro.

Material e Métodos

A listagem preliminar dos binômios de *Stylogyne* citados para o estado do Rio de Janeiro foi realizada a partir das obras clássicas de De Candolle (1837, 1841, 1844), Miquel (1856) e Mez (1902), e floras locais realizadas para Myrsinaceae na Região Sudeste (Jung-Mendaçolli & Bernacci 1997; Jung-Mendaçolli & Bernacci 2001; Jung-Mendaçolli *et al.* 2005).

Tipos ou fotografias dos tipos obtidas dos herbários de Paris (P), Field Museum (F) e New York Botanical Garden (NY) foram utilizados como auxiliares a identificação das espécies. Foram examinadas as coleções dos herbários GUA, HB, R, RB, RFA (acrônimos segundo Holmgren & Holmgren 2006). Exsicatas procedentes de herbários do estado de São Paulo (IAC, SP, SPSF, UEC) foram analisadas para verificação dos limites de variação morfológica de algumas espécies e, quando pertinente, são citadas como material adicional.

As espécies estão apresentadas segundo a circunscrição de Mez (1902). A chave de identificação e as descrições do gênero e das espécies foram realizadas com base nos materiais procedentes do estado do Rio de Janeiro.

Nas descrições morfológicas foram seguidos os conceitos e terminologias de Radford *et al.* (1974). Para caracterização da arquitetura foliar foi seguido o conceito adotado por Lopes (1999), pelo qual a nervação campto-broquidódroma é definida da seguinte forma: "nervura principal mais espessa que as demais nervuras, da qual partem obliquamente nervuras mais tênues que formam grandes arcos na lateral das folhas, acima dos quais se inicia a formação de arcos menores; as nervuras terciárias são anastomosadas formando retículos". A caracterização das regiões fitoecológicas e fitofisionomias segue o Manual Técnico da Vegetação Brasileira/IBGE (1992).

Resultados e Discussão

Stylogyne A.DC., Ann. Sci. Nat., Bot., ser. 2, 16: 91. 1841.

Arbustos dióicos, androdióicos, polígamos ou bissexuais, 1,5–5(10) m, cespitosos ou unicaules e dicotômicos pouco acima da base, ramos glabros, raramente pilosos nas porções jovens e gema terminal. Folhas pecioladas, lâmina com estruturas secretoras internas translúcidas aparentes ou não, glabras. Inflorescências estritamente terminais, ou terminais e subterminais, ou subterminais e axilares, axilares e ramifloras, ou estritamente axilares, paniculado-corimbosas expandidas ou compactadas, corimbosas ou fasciculadas, glabras. Flores bissexuais ou unissexuais, pediceladas, 4 ou 5-meras, glabras, cálice e corola contorto-dextrorsos, corola campanulada, actinomorfa a ligeiramente zigomorfa, lobos eretos ou reflexos a revolutos. Estames livres entre si, retos ou torcidos no botão, ultrapassando ou não o pistilo nas flores estaminadas, subiguais ao pistilo nas flores bissexuais e pistiladas, raro ultrapassando, filetes adnatos à base do tubo da corola ou um pouco acima, anteras elíptico-lanceoladas, lanceoladas, oblongo-elípticas e oblongo-lineares estaminadas, dorsifixas, introrsas, deiscentes por longas fendas laterais ou fendas laterais curtas com ápice triangular dilatado. Pistilo com ovário ovóide ou ampuliforme, 3–5 óvulos unisseriados, estilete cilíndrico, estigma truncado, capitulado, capitado, discóide ou 3-lobado, papiloso ou não; pistilódio cônico ou ausente nas flores estaminadas. Fruto drupáceo, monospérmico, cálice e estilete persistentes, pericarpo ligeiramente carnoso, endosperma ósseo ou crustáceo, perfurado, embrião transverso, filiforme.

No estado do Rio de Janeiro foram encontradas *Stylogyne* sp., *S. depauperata* Mez, *S. laevigata*, *S. leptantha*, *S. lhotzkiana*, *S. pauciflora* Mez, *S. sellowiana* e *S. sordida*.

Chave para as espécies de *Stylogyne* no estado do Rio de Janeiro

1 . Inflorescências estritamente terminais, ou terminais e ramifloras, ou terminais e subterminais (nunca estritamente axilares ou axilares e ramifloras); flores 5-meras ou 4-meras.
- 2. Inflorescências corimbosas; flores 4-meras; anteras deiscentes por fendas com ápice triangular dilatado .... 6. *S. pauciflora*
- 2'. Inflorescências paniculadas; flores 5-meras; anteras deiscentes por fendas longitudinais.
  - 3 . Pétalas eretas com pontuações glandulares elípticas e brunas, estigma discóide .... 5. *S. lhotzkiana*
  - 3'. Pétalas deflexas, com pontuações glandulares elípticas e circulares nigrescentes, estigma capitado.
    - 4. Inflorescências terminais, 9–11,5 × 8–12 cm; pétalas oblongo-elípticas de ápice agudo .... 3. *S. laevigata*
    - 4'. Inflorescências terminais e subterminais, 5–6 × 2–2,5 cm; pétalas oblongas de ápice arredondado a truncado emarginado .... 4. *S. leptantha*

1'. Inflorescências estritamente axilares, ou subterminais e axilares, ou axilares e ramifloras; flores estritamente 4-meras.
- 5 . Folhas broquidódromas, inflorescências subterminais e axilares .... 1. *Stylogyne* sp.
- 5'. Folhas campto-broquidódromas; inflorescências axilares ou axilares e ramifloras.
  - 6 . Inflorescências fasciculadas; pétalas simétricas, não pontuadas .... 7. *S. sordida*
  - 6'. Inflorescências corimbosas; pétalas assimétricas ou simétricas, densamente pontuadas.
    - 7 . Pecíolos 6–9 mm compr.; margem da lâmina foliar inteira; filetes adnatos acima da base do tubo da corola .... 2. *S. depauperata*
    - 7'. Pecíolos 9–12 mm compr.; margem da lâmina foliar serrilhada; filetes adnatos à base do tubo da corola .... 8. *S. sellowiana*

1. *Stylogyne* sp.

Arbustos, 4–5 m alt. Ramos cilíndricos, 2,7–3,4 mm diâm., glabros. Pecíolos canaliculados, 8–12 mm compr., 1,9–2,8(3,2) diâm., com pontuações laranjadas e nigrescentes nas margens; lâmina foliar cartácea, oblongo-elíptica, 15,5–21 × 7–8 cm, base atenuada, ápice agudo a apiculado, nervação broquidódroma, margem inteira, revoluta. Inflorescências subterminais e axilares, corimbosas, 2–2,5 cm compr., bipenadas ou tripenadas. Flores estaminadas 4-meras, 3,8–4 mm compr.; pedicelos 2–3,5 mm compr., glabros; brácteas cartáceas, lanceoladas, 0,8–0,9 mm compr., margem inteira, fimbriada no ápice, com pontuações aparentes ou não; cálice 1,8–2 mm compr., sépalas cartáceas, ovadas, 1,2–1,5 × 1,3–1,6 mm, fusionadas na base, lobos eretos, com pontuações glandulares pouco aparentes, ápice subtriangular, margem inteira, hialina; corola campanulada, pétalas cartáceas, elípticas, 3,7–4,4 mm compr., fusionadas 0,9–1 mm compr., com pontuações alaranjadas inconspícuas, lobos 3,6–3,9 × 1,5–1,9 mm, assimétricos, deflexos, ápice agudo e ligeiramente acuminado, margem inteira, uniforme; estames 2,9–3,3 mm compr., filetes ligulados, 1–1,2 mm compr., adnatos à base do tubo da corola, anteras oblongo-elípticas, 2,4–2,6 × 0,8–1 mm, deiscentes por fendas laterais com ápice dilatado, base cordada, ápice obtuso, apiculado; pistilódio vestigial (cônico) ou ausente. Flores bissexuais ou pistiladas não vistas. Fruto esférico, 6–6,4 × 5,5–6 mm, pericarpo com pontuações lineares nigrescentes.

Material analisado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Divisa Rio-São Paulo, 22.XI.1990, fl., *M. A. N. Coelho 658* (RB); Paraty, APA do Cairuçu, 23.VIII.1995, fr., *A. Castelar 19* (RB).

Material adicional: BRASIL. SÃO PAULO: Caraguatatuba, Parque Estadual da Serra do Mar, 20.XI.2000, fl., *I. Cordeiro 2360* (SPF, SPSF).

Distribuição geográfica e habitat: restrita aos estados de Rio de Janeiro e São Paulo. No estado do Rio de Janeiro ocorre estritamente na região Sul Fluminense (Fig. 3), no município de Paraty. Habita Floresta Ombrófila Densa Submontana (140 m s.m.).

Dados fenológicos: coletada com flores no mês de novembro e com frutos de agosto.

Stylogyne sp. mostra afinidade com *S. depauperata*, mas difere pelas folhas com nervação broquidódroma (não campto-broquidódroma), sépalas com ápice agudo (não arredondado), pétalas assimétricas (não simétricas), com ápice agudo (não arredondado) e margem inteira, uniforme (não irregular, hialina).

Esta espécie foi tratada por Jung-Mendaçolli & Bernacci (1997) sob o binômio *Stylogyne depauperata*, e posteriormente combinada a *Ardisia depauperata* (Mez) Bernacci & Jung-Mendaçolli (Bernacci & Jung-Mendaçolli 2000), tratamento mantido na Flora da APA do Cairuçu (2001) e na Flora do Estado de São Paulo (Jung-Mendaçolli *et al.* 2005). A análise de um dos síntipos depositado no herbário R e de materiais da coleção geral dos herbários R e RB possibilitaram a distinção dessas espécies. Futuras análises poderão indicar se este é um novo táxon.

2. *Stylogyne depauperata* Mez *in* Engl. Das Pflanzenreich 4(236): 277. 1902. Fig. 1

Arbustos ou árvores, 5–6 m alt. Ramos cilíndricos, 2,6–3,9 mm diâm., glabros. Pecíolos canaliculados, 6–9 mm compr., 2,2–2,8 mm diâm., glabros; lâmina foliar cartácea, oblongo-elíptica a elíptico-obovada, 15,6–16,2(22,5) × 6,2–7,2(8,7) cm, base arredondada a aguda, ápice arredondado, agudo ou ligeiramente acuminado, nervação campto-broquidódroma, margem inteira, revoluta. Inflorescências axilares e ramifloras, corimbosas, 11,3–13,5(15) mm compr., bipenadas. Flores bissexuais e unissexuais (estaminadas), 4–meras, 3,4–4 mm compr.; pedicelos cilíndricos, 2,8–3,2 mm compr., glabros; brácteas cartáceas, lanceoladas, 0,7–0,9 mm compr., com pontuações cilíndricas e elípticas nigrescentes; cálice 1,4–1,5 mm compr., com pontuações nigrescentes inconspícuas, sépalas cartáceas, ovadas, 1–1,2 × 0,9–1 mm, fusionadas na base, lobos eretos, ápice largamente arredondado, superfície rugosa, margem distintamente hialina, levemente irregular; corola campanulada, pétalas cartáceas, elípticas, 3,6–4 mm compr., fusionada 0,8–1 mm compr., com densas pontuações elípticas e lineares nigrescentes, lobos 2,7–3 × 1,6–1,7 mm, simétricos, ápice arredondado, margem distintamente hialina, levemente irregular; flores estaminadas com estames 2,5–2,9 mm compr., filetes ligulados, 1,2–1,5 mm compr., adnatos ca. 1,2 mm acima da base do tubo da corola; anteras elíptico-lanceoladas, 2,0–2,3 × 0,8–1,0 mm, deiscentes por fendas laterais com ápice dilatado, base cordada, ápice obtuso a agudo, apiculado; pistilódio 1,4–1,7 mm compr., cônico; flores bissexuais com estames 1,8–2,0 mm compr., anteras 1,5–1,9 × 0,5–0,8 mm, pistilo 2,5–2,9 mm compr., ovário ampuliforme, ca. 0,9 × 0,5 mm, 4–5 óvulos unisseriados, estilete cilíndrico, 1,3–1,6 mm compr., estigma capitado. Fruto esferoidal, ca. 7,3 × 7,1 mm, pericarpo com densas pontuações lineares nigrescentes.

Material selecionado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Guapimirim, Serra dos Órgãos, 20.I.1975, fl., *P. Occhioni 6871* (RFA); Rio de Janeiro, próximo à Tijuca, 29.XII.1869, fl., *A. F. Glaziou 4073* (R); Parque Nacional da Tijuca, Mata do Rumo, 19.I.1969, fl. e fr., *D. Sucre 4461 & P. I. S. Braga 1338* (RB); Saquarema, Restinga de Ipitangas, 24.III.1987, st., *C. Farney 1360* (RB).

Distribuição geográfica e habitat: exclusiva do estado do Rio de Janeiro, onde ocorre nas regiões Metropolitana, Serrana Central e Lagos (Fig. 3). Na região Serrana, ocorre no município de Guapimirim e Duque de Caxias, em Floresta Ombrófila Densa Submontana (60–400 m s.m.); na região Metropolitana é relativamente comum nos maciços litorâneos da Serra Carioca, também em Floresta Ombrófila Densa Submontana (80–100 m s.m.), em vegetação de formação secundária. Na Região dos Lagos, foi coletada apenas na restinga de Saquarema.

Dados fenológicos: coletada com flores em dezembro e janeiro e com frutos em agosto, janeiro e fevereiro.

Stylogyne depauperata apresenta nervação foliar campto-broquidódroma, sépalas com ápice fortemente arredondado, pétalas simétricas com ápice arredondado e margem irregular, hialina. São arbustos de

Figura 1 – *Stylogyne depauperata* – a. ramo com flores; b. inflorescência; c. flor em botão; d. flor estaminada; e. flor bissexual; f. frutos (a,d *Rego 896*; b,c, e *Sucre 4461*; f. *Marquete 2990*).

caule único ou dicotômico pouco acima da base, com ramos candelabriformes e lenticelados; as folhas cartáceas apresentam densas pontuações translúcidas; as inflorescências pêndulas apresentam flores de coloração alva a creme e estames amarelos.

Esta espécie é muito freqüente na localidade conhecida como "Matas do Pai Ricardo", no Parque Nacional da Tijuca, onde populações de indivíduos em diferentes estágios de desenvolvimento apresentam padrão de distribuição agregado. Ilustração inédita.

3. *Stylogyne laevigata* (Mart. *ex* Miq.) Mez *in* Engl, Das Planzenreich 4(236): 266-267. t.30. 1902.

Arbustos ou árvores, 5–10 m alt. Ramos cilíndricos, 1,5–2,6 mm diam, glabros. Pecíolos profundamente canaliculados, 14–17,3(25) mm compr., 1,2–2,7(3,8) mm diâm.; lâmina foliar cartácea, obovada ou oblongo-obovada, 20,0–22,5(26,8) × 7,5–9,5, base atenuada, ápice arredondado ou agudo, nervação campto-broquidódroma nervuras secundárias tênues em ambas as faces, margem inteira, revoluta. Inflorescências terminais, paniculadas, 9–11,5 × 8–12 cm, com ramificações corimbosas, bipenadas e tripenadas. Flores bissexuais e unissexuais (estaminadas), 5-meras, (3,5)4–5 mm compr., pedicelos cilíndricos, 1,5–3 mm compr., glabros; brácteas subcartáceas, lanceoladas, 1,5–2 mm compr., margem inteira, fimbriada no ápice; cálice 2,1–2,4 mm compr., com pontuações cilíndricas nigrescentes e alaranjadas, sépalas cartáceas, elípticas a oblongas, 1,3–1,8 × 0,8–0,9 mm, fusionadas 0,5–0,7 mm compr., eretas, ápice arredondado, margem uniforme, ligeiramente irregular; corola campanulada, pétalas subcartáceas, oblongo-elípticas, 4,2–4,5 mm compr., fusionadas 1,3–1,5 mm compr., com pontuações circulares e lineares nigrescentes, lobos 2,8–3 × 1,6–1,7 mm, assimétricos, deflexos, ápice abruptamente acuminado, margem não hialina, levemente irregular; flores estaminadas com estames 4,9–5,3 mm compr., filetes filiformes, 4–4,3 mm compr., anteras oblongas, 1,2–1,5 × 1,5–2 mm, deiscentes por fendas laterais, base cordada, ápice obtuso; pistilódio subulado 1,2–1,6 mm compr. ou ausente; flores pistiladas com estaminódios 2–2,3 mm compr., filetes 1–1,5 mm compr., lineares, anteras elíptico-lanceoladas, 1,6–2 × 0,5–0,8 mm, deiscentes por fendas laterais, base cordada, ápice agudo; pistilo 3,5–4 mm compr., ovário elíptico-ovado, ca. 1,6 × 0,8 mm, estilete 2,3–2,7 mm compr., cilíndrico, estigma capitulado. Fruto esferoidal, 6–6,5 × 7–7,5 mm, epicarpo com pontuações elípticas e circulares nigrescentes.

Material selecionado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Duque de Caxias, Reserva da Petrobrás, 27.VIII.1997, fl., *J. A. L. Neto 671* (RB); Magé, Serra da Estrela, 16.XI.1977, fr., *P. J. Maas 3248* (RB); Nova Friburgo, Galdinópolis, 2.X.2000, bt., *A. Quinet 24/37* (RFA); Nova Iguaçu, estrada do Outro, 13.XI.2001, fr., *S. J. Silva-Neto 1507* (RB); Paraty, estrada para Cunha, 16.III.1989, fr., *A. L.Almeida 10* (RB); Rio de Janeiro, Bico do Papagaio, 16.III.1972, fr., *J. Almeida 1377* (RB); Silva Jardim, Reserva Biológica de Poço das Antas, st., 16.VIII.1995, *J. M. A. Braga 2693* (RB).

Distribuição geográfica e habitat: restrita aos estados de Minas Gerais, São Paulo e Rio de Janeiro, onde ocorre na região Metropolitana, Serrana Central e Sul Fluminense (Fig. 3). Na região Metropolitana, é relativamente freqüente nos Maciços da Serra da Carioca, em Floresta Ombrófila Densa Submontana (60–100 m s.m.) de formação secundária; na região Serrana, ocorre em Floresta Ombrófila Densa Submontana a Montana na região de Serra dos Órgãos (100–800 m s.m.), e nas Terras Baixas do Maciço do Tinguá. Na região Sul Fluminense, ocorre no Município de Paraty, em Floresta Ombrófila Densa Submontana (200–290 m s.m.).

Dados fenológicos: coletada com flores em agosto, setembro, outubro e novembro e com frutos em novembro e fevereiro.

Stylogyne laevigata apresenta maior afinidade com *S. leptantha* e *S. lhoztkiana*. De *S. leptantha* pode ser diferenciada pelas inflorescências expandidas (não compactadas), pétalas elíptico-ovadas de ápice agudo e acuminado (não oblongo-elípticas de ápice arredondado a truncado e emarginado), com pontuações glandulares circulares periféricas e elípticas centrais (não com pontuações lineares centrais). De *S. lhotzkiana* pode ser diferenciada

pelas pétalas com pontuações glandulares circulares periféricas e elípticas centrais, nigrescentes (não lineares e brunas concentradas no centro) e estigma capitulado (não discóide).

Apesar da distribuição geográfica restrita ao Sudeste do Brasil, *Stylogyne laevigata* é relativamente freqüente no estado do Rio de Janeiro, e ocorre, inclusive, em áreas alteradas. Apresenta grande plasticidade fenotípica, sendo variáveis a forma e tamanho das folhas (não a arquitetura foliar), o comprimento e a largura das inflorescências e o tamanho das flores. Os estames das flores bissexuais são menores em comparação aos das flores estaminadas. Conhecida pelo nome comum "mangue-roxo". Ilustração em Miquel (1856), t.30.

4. ***Stylogyne leptantha*** (Miq.) Mez *in* Engl., Das Pflanzenreich 4(236): 273, t.32. 1902.
Fig. 2

Arbustos 4–5 m alt. Ramos cilíndricos, 3,2–3,9 mm diâm., glabros. Pecíolos subcilíndricos, 14–16,5 mm compr., 1,7–2,4 mm diâm.; lâmina foliar cartácea, elíptico-obovada ou oblanceolada, 16–17 × 5,5–6 cm, base e ápice agudos, margem inteira, nervação campto-broquidódroma tênue em ambas as faces, margem inteira, revoluta. Inflorescências terminais e subterminais, paniculadas, 5–6 × 2–2,5 cm, bipenadas, compactadas. Flores unissexuais (pistiladas e estaminadas), 5-meras, 3–3,5 mm compr., pedicelos cilíndricos, 3,1–4 mm compr., com pontuações circulares nigrescentes; brácteas subcartáceas, lanceoladas, 1–2 × 0,5–1 mm compr.; cálice 1,2–1,6 mm compr., com pontuações circulares nigrescentes, sépalas subcartáceas, ovadas, 0,6–0,9 × 0,6–0,7, fusionadas 0,3–0,5 mm compr., eretas ou patentes, ápice agudo à levemente arredondado, margem uniforme, levemente irregular; corola campanulada, pétalas membranáceas, oblongas, 3–4 mm compr., fusionada 1,3–1,5 mm compr., com pontuações lineares brunas no centro, lobos 2,3–2,5 × 1,2–1,3 mm, ligeiramente assimétricos, deflexos, ápice fortemente arredondado a ligeiramente truncado, margem uniforme, inteira ou emarginada; flores estaminadas com estames 4–4,5 mm compr., filetes filiformes, 2,5–3 mm compr., anteras oblongas, 1,3–1,6 × 0,4–0,7 mm, versáteis, deiscente por fendas laterais, base sub-cordada, ápice obtuso; pistilódio 2,7–3 mm compr., densamente glanduloso, cônico na base e contínuo ao estilete cilíndrico, óvulos abortados, estigma capitulado; flores pistiladas com estaminódios 2,9–3,3 mm compr., filetes 2,3–2,6 mm compr., anteras elíptico-lanceoladas, 1,4–1,6 × 0,4–0,7 mm, deiscentes por fendas laterais, base cordada, ápice agudo, apiculado; pistilo 3,5–4 mm compr., ovário ovóide, ca. 1,2 × 0,5 mm, glanduloso, 3–4 óvulos unisseriados, estilete 2–2,5 mm compr., estigma capitulado. Fruto esférico, 6–6,2 × 7–7,3 mm, pericarpo com pontuações elípticas e circulares nigrescentes.

Material selecionado: RIO DE JANEIRO: Guapimirim, Paraíso, I.1975, fr., *P. Occhioni 6704* (RFA); Serra dos Órgãos, 19.II.2002, fr., *F. M. B. Pereira 17/74* (RFA); Paraíba do Sul, Limoeiro, 20.X.1974, fl., *P. Occhioni 6352* (RFA); V.1974, fr., *P. Occhioni 5950* (RFA); XI.1974, fl. e fr., *P. Occhioni 6502* (RFA); Teresópolis, Dedo de Deus, 05.X.1974, fl., *P. Occhioni 6294* (RFA); Serra dos Órgãos, 28.VII.2006, st., *T. T. Carrijo 744* (RB).

Distribuição geográfica e habitat: restrita aos estados do Rio de Janeiro e Minas Gerais. No estado do Rio de Janeiro ocorre na região Serrana Central (Fig. 3), na divisa dos municípios de Guapimirim e Teresópolis, e no município de Paraíba do Sul. Habita Floresta Ombrófila Densa Montana (900 a 1.100 m s.m.).

Dados fenológicos: coletada com flores em outubro e novembro, e com frutos em janeiro, fevereiro, maio e novembro.

Stylogyne leptantha apresenta inflorescências paniculadas, compactadas, pétalas oblongo-elípticas de ápice arredondado a truncado e emarginado, com pontuações lineares centrais. São arbustos de interior de mata, com caules dicotômicos pouco acima da base e folhas adensadas no ápice dos ramos.

O dimorfismo sexual observado nesta espécie já foi registrado em Myrsinaceae (Heenan 2000), e pode ser interpretado como um caso de criptodioicia (Mayer & Charlesworth 1991). As flores estaminadas apresentam estames ligeiramente maiores que o pistilódio, o qual é morfologicamente

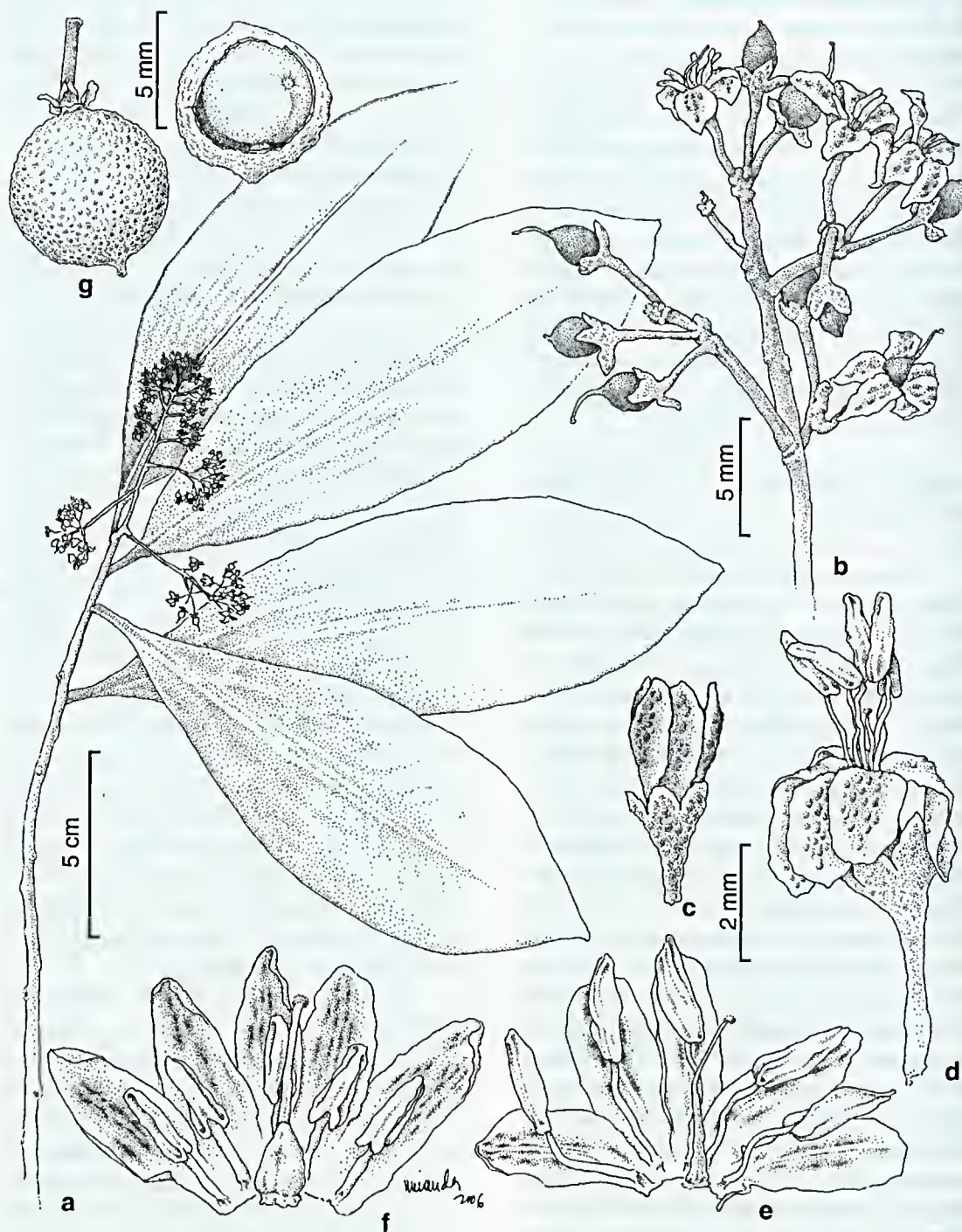



Figura 2 – *Stylogyne leptantha* – a. ramo com flores; b. inflorescência; c. botão floral; d. flor estaminada detalhando os lobos da corola deflexos; e. flor estaminada; f. flor pistilada; g. fruto e endosperma em detalhe. (a-d, f-g *Occhioni 6502*; e *Occhioni 6352*).

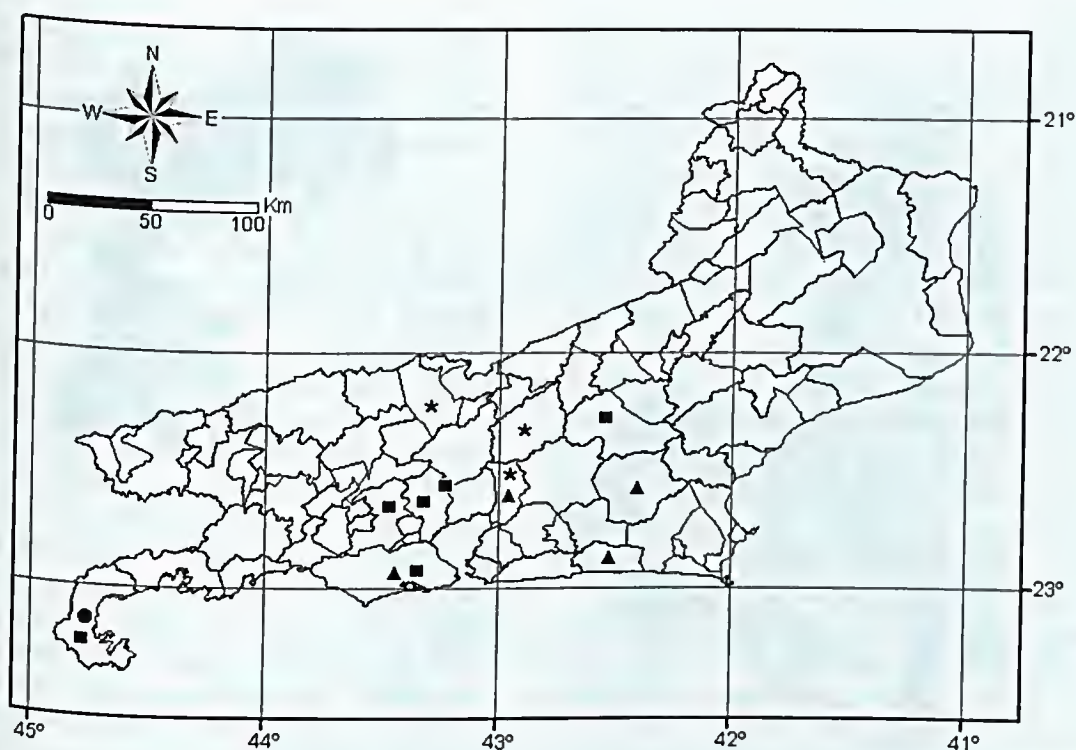



Figura 3 – Mapa de distribuição geográfica de *Stylogyne* sp. •, *S. depauperata* ▲, *S. laevigata* ▪ e *S. leptantha* ★ no estado do Rio de Janeiro.

desenvolvido (cônico na região do ovário, alongado e cilíndrico na região do estilete). As flores pistiladas apresentam estaminódios de menor comprimento em relação ao pistilo (pelo menor comprimento dos filetes) e anteras semelhantes às das flores estaminadas, porém estéreis. No estado do Rio de Janeiro é conhecida como "pau-cebola".

5. ***Stylogyne lhotzkyana*** (A.DC.) Mez *in* Engl., Das Pflanzenreich 4(236): 269. 1902.
Fig. 4

Arbustos 1,5–2 m alt. Ramos cilíndricos, 3,5–4 mm diâm., glabros. Pecíolos subcilíndricos, 16–8 mm compr., 1,5–2,2 mm diâm., glabros, com pontuações cilíndricas alaranjadas; lâmina foliar cartácea, elíptica, 15,5–18 × 6–7 cm, base e ápice agudos; nervação campto-broquidódroma, margem inteira, revoluta. Inflorescências terminais, paniculadas, 6,5–7 × 5,5–6 cm, com ramificações corimbosas, tripenadas. Flores estaminadas não vistas. Flores pistiladas 5-meras, 3,5–4 mm compr., pedicelos cilíndricos, 2–2,5 mm compr., glabros; brácteas lanceoladas, 1,4–1,9 mm, pontuações cilíndricas, alaranjadas, margem inteira, não hialina; cálice 1–1,5 mm compr., sépalas cartáceas, ovadas, 0,9–1 × 0,6–0,7 mm, fusionadas ca. 0,6 mm compr., patentes ou eretas, com pontuações cilíndricas alaranjadas e lineares nigrescentes, margem ligeiramente irregular, não hialina; corola campanulada, pétalas cartáceas, elípticas, 3,9–4,1 mm compr., fusionada ca. 0,7 mm, com conspícuas pontuações brunas e lineares centrais, lobos 3,2–3,5 × 1,8–2,0 mm, assimétricos, eretos, ápice agudo, por vezes emarginado, margem uniforme; estaminódios 2,9–3,2 mm compr., filetes ligulados, 1,8–2,1 mm compr., adnatos a base do tubo da corola, anteras elíptico-lanceoladas, 1,5–1,7 × 0,6–0,8 mm, deiscentes por fendas laterais, base cordada, ápice agudo, apiculado; pistilo 3,3–3,5 mm compr., ovário ampuliforme, ca. 1,3 × 0,8 mm, com pontuações lineares nigrescentes, 3–4 ovulado, estilete cilíndrico, 1,9–2,2 mm compr., estigma discóide. Frutos não vistos.

Figura 4 – *Stylogyne lhotzkiana* – a. ramo com flores; b. inflorescência; c. botão floral; d. flor pistilada detalhando os lobos da corola eretos; e. flor pistilada. (*Pereira 24/039*).

Material analisado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: localidade desconhecida, 1832, fl., *Lhotsky s.n.* (F neg. 7479); Cachoeiras de Macacu, Fazendas Consorciadas Sertão, 8.X.2000, fl., *F. M. B. Pereira 24/039* (RFA); Estação Ecológica do Alto Paraíso, s.d., st., *B. C. Kurtz s.n.* (RB 328406).

Distribuição geográfica e habitat: restrita ao estado do Rio de Janeiro. Ocorre no bloco da região Serrana Central (Fig. 8), na região limítrofe entre os municípios de Cachoeiras de Macacu e Guapimirim, incluído a área abrangida pela Estação Ecológica do Paraíso. Habita Floresta Ombrófila Densa Submontana (ca. 200 m s.m.).

Dados fenológicos: coletada com flores em outubro.

Stylogyne lhotzkiana é distinta das demais espécies do estado do Rio de Janeiro pelas inflorescências piramidais, flores com pontuações lineares e brunas concentradas no centro das pétalas e estigma discóide.

A espécie foi descrita com base no holótipo (Lhotzky 1832), de flores estaminadas. As

descrições posteriores realizadas para a espécie (De Candolle 1844; Miquel 1856; Mez 1902) foram embasadas neste mesmo exemplar, de forma que a descrição das flores pistiladas é apresentada pela primeira vez. Ilustração inédita.

Kurtz & Araújo (2000) analisaram um trecho de mata da Estação Ecológica do Alto Paraíso, um dos locais de coleta de *S. lhoztkiana* na região de Guapimirim. Os autores caracterizaram a área como clímax ou em estágio sucessional muito próximo. Os autores informaram, ainda, que esta unidade de conservação está sob influência direta das chuvas de relevo provocadas pela presença do paredão abrupto e dos altos cumes da Serra dos Órgãos, que interceptam os ventos úmidos vindos do litoral, gerando uma elevada umidade relativa do ar. A conjunção destes fatores torna a área especialmente propícia aos representantes de *Stylogyne*. A existência de uma Unidade de Conservação na área contribui para a conservação de *S. lhotzkiana*, mas as áreas de planície fora dos limites da Estação Ecológica do Alto Paraíso foram quase totalmente desmatadas em função da atividade pecuária e da agricultura de subsistência. Atualmente, a maior parte da vegetação remanescente da região está concentrada nas colinas.

6. ***Stylogyne pauciflora*** Mez, Das Planzenreich 4(236): 278. 1902. Fig. 5

Arbustos ou arvoretas 1–2 m. Ramos cilíndricos, 1,6 × 1,9 mm diâm., glabros, raro glabrescentes. Pecíolos canaliculados, 7,4–13,2 mm compr., 1,2–1,4 mm diâm., lâmina foliar cartácea, elíptica à ligeiramente elíptico-ovada, (9,6)11,1–12(15,5) × (3,3)3,7–5,5 cm, base atenuada, ápice acuminado, nervação campto-broquidódroma, margem inteira ou levemente irregular. Inflorescências terminais (raro ramifloras) corimbosas, 3,4–4 cm compr., bipenadas. Flores bissexuais e unissexuais (estaminadas), 4-meras, 4–5 mm compr., pedicelos cilíndricos, 4–10,5 mm compr., glabros; brácteas cartáceas, 2–2,2 mm compr., lanceoladas, glabras, margem levemente irregular; cálice 1,5–1,8 mm compr., com pontuações inconspícuas, sépalas cartáceas, ovadas, 1,0–1,2 × 0,7–0,9 mm, fusionada na base, eretas, ápice agudo, margem hialina, ligeiramente irregular; corola campanulada, pétalas membranáceas, largamente elípticas, 4–4,4 mm compr., fusionadas ca. 0,5 mm compr., com pontuações alaranjadas lineares centrais e cilíndricas periféricas, lobos elípticos, 3,5–3,9 × 1,3–1,5 mm, assimétricos, deflexos a revolutos, ápice agudo, por vezes emarginado, margem inteira, não hialina; flores estaminadas com estames 3,1–3,6 mm compr., filetes ligulados, 1–1,3 mm compr., adnatos a base do tubo da corola, anteras oblongo-elípticas, 1,9–2,2 × 0,6–0,9 mm, deiscentes por fendas laterais com ápice dilatado, base cordada, ápice agudo, apiculado, coberto por pequenas pontuações alaranjadas; pistilódio cônico, 1,5–1,7 mm compr. ou ausente; flores bissexuais com estames 2,5–3 mm compr., filetes ligulados, 0,7–1,2 mm compr., adnatos a base do tubo da corola, anteras oblongo-elípticas, 1,8–2 × 0,5–0,8 mm, deiscentes por fendas laterais com ápice dilatado, base cordada, ápice agudo, apiculado; pistilo 2,5–3 mm compr., ovário ovóide, 1,2–1,6 × 1,7–1,9 mm, coberto por diminutas pontuações alaranjadas na base, 4–5 óvulos unisseriados, estilete cilíndrico, 1,3–1,6 mm compr., estigma puntiforme ou ligeiramente 3-lobado. Fruto esférico, 7,4–8 × 7,5–8,2 mm, pericarpo rugoso com densas pontuações lineares e nigrescentes.

Material selecionado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Nova Iguaçu, Estrada para Itacolomi, 11.XII.2001, fr., *J. A. Silva-Neto 1556* (RB); Teresópolis, PARNA de Serra dos Órgãos, 25.XII.1942, fl., *S. W. Barros 1161* (RB); PARNA de Serra dos Órgãos, 25.XI.1942, fl., *E. Pereira 181* (RB); PARNA de Serra dos Órgãos, 4.X.1980, fl., *H. C. Lima 1547* (RB); PARNA de Serra dos Órgãos, 17.VIII.1983, fl., *G Martinelli 9311* (RB); PARNA de Serra dos Órgãos, 23.XI.2005, fl., *T. T. Carrijo 289* (RB); PARNA de Serra dos Órgãos, 21.I.2006, fr., *T. T. Carrijo 450* (RB, SP); PARNA de Serra dos Órgãos, 21.I.2006, st., *T. T. Carrijo 451* (RB, SP); PARNA de Serra dos Órgãos, 21.1.2006, fr., *T. T. Carrijo 452* (RB, SP); PARNA de Serra dos Órgãos, 21.I.2006, fr., *T. T. Carrijo 453* (RB, SP); PARNA de Serra dos Órgãos, 15.I.2005, st., *C. C. S. Seele 588* (RB); PARNA de Serra dos Órgãos, 15.I.2006, fr., *C. C. S. Seele 577* (RB); PARNA de Serra dos Órgãos, 15.1.2206, fr., *C. C. S. Seele 576* (RB).

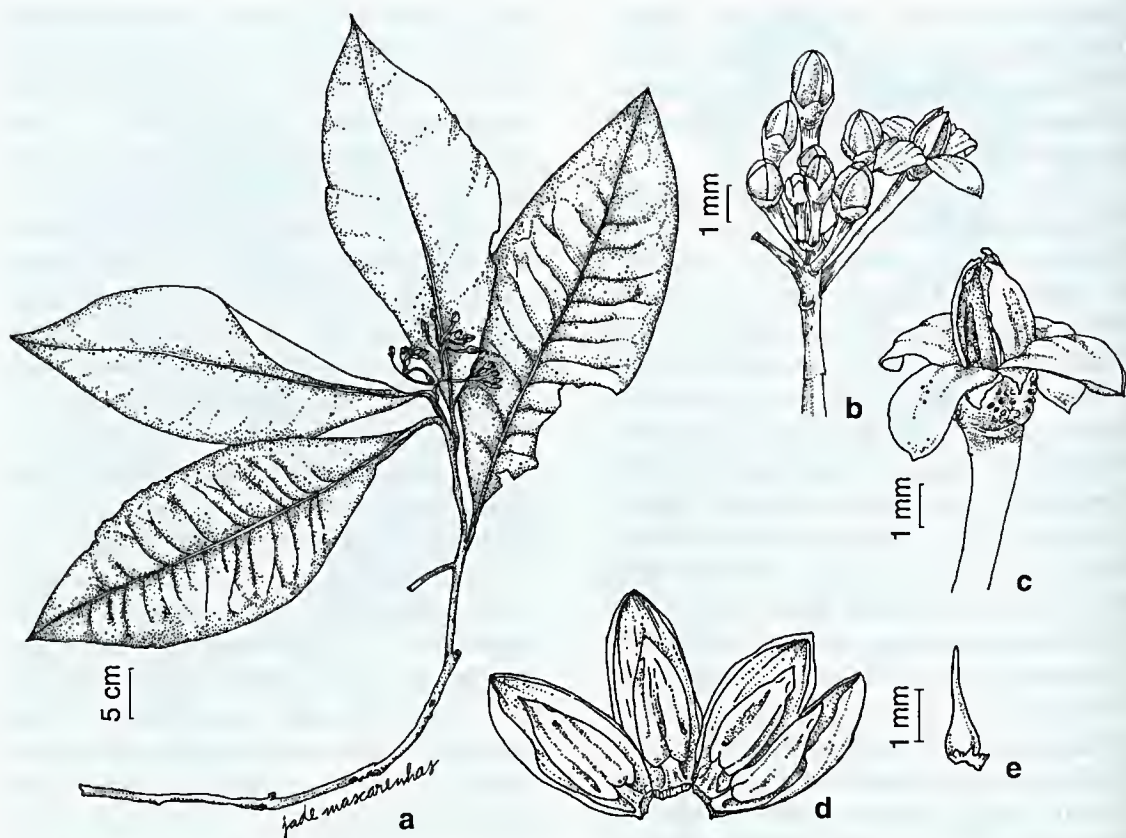



Figura 5 – *Stylogyne pauciflora* – a. ramo com flores; b. inflorescência; c. flor em antese; d. flor estaminada; e. pistilódio (*Carrijo 289*).

Material adicional analisado: BRASIL. SÃO PAULO, localidade desconhecida, s.d., fl., *F. Sellow 472* (F neg. 4843).

Distribuição geográfica e habitat: restrita aos estados do Rio de Janeiro e São Paulo, onde ocorre na região Serrana Central (Fig. 8), nos Municípios de Teresópolis e Nova Iguaçu, em Floresta Ombrófila Densa Montana (900 a 1.250 m s.m.).

Dados fenológicos: coletada com flores em agosto, outubro e novembro, e com frutos em janeiro.

Stylogyne pauciflora mostra maior afinidade com *S. sellowiana* e *S. sordida*. De *S. sellowiana* é diferenciada pelo caule cespitoso (não único), córtex avermelhado (não esverdeado), folhas de margem inteira (não serrilhada) e inflorescências terminais e ramifloras (não axilares e ramifloras). De *S. sordida* é diferenciada pelas inflorescências corimbosas (não fasciculadas) e pétalas assimétricas (não simétricas), pontuadas.

São arbustos cespitosos de caules eretos, subprostrados ou rastejantes, com secreção interna avermelhada quando a casca é removida. Os caules rastejantes, aéreos ou subterrâneos, alcançam distâncias de até 2 m da planta mãe, emitindo novas ramificações semelhantes a plântulas. Essa disposição espacial, se não observada atentamente, pode ser equivocadamente interpretada como um padrão de distribuição agregada dos indivíduos (semelhante à observada em populações de *S. depauperata*). Raramente os caules rastejantes originam raízes adventícias, o que os descaracteriza como estolões típicos. As inflorescências são pêndulas e as flores alvas apresentam pontuações lineares de coloração vinácea, que assumem uma coloração alaranjada no material herborizado. Os frutos são nigrescentes e lustrosos quando maduros. Ilustração inédita.

7. *Stylogyne sellowiana* Mez *in* Engl., Nat. Pflanzenreich 4(236): 278. 1902. Fig. 6

Arbustos 1,5–2 m alt. Ramos cilíndricos, 1,5–2,2 mm diâm., glabros, lenticelados.

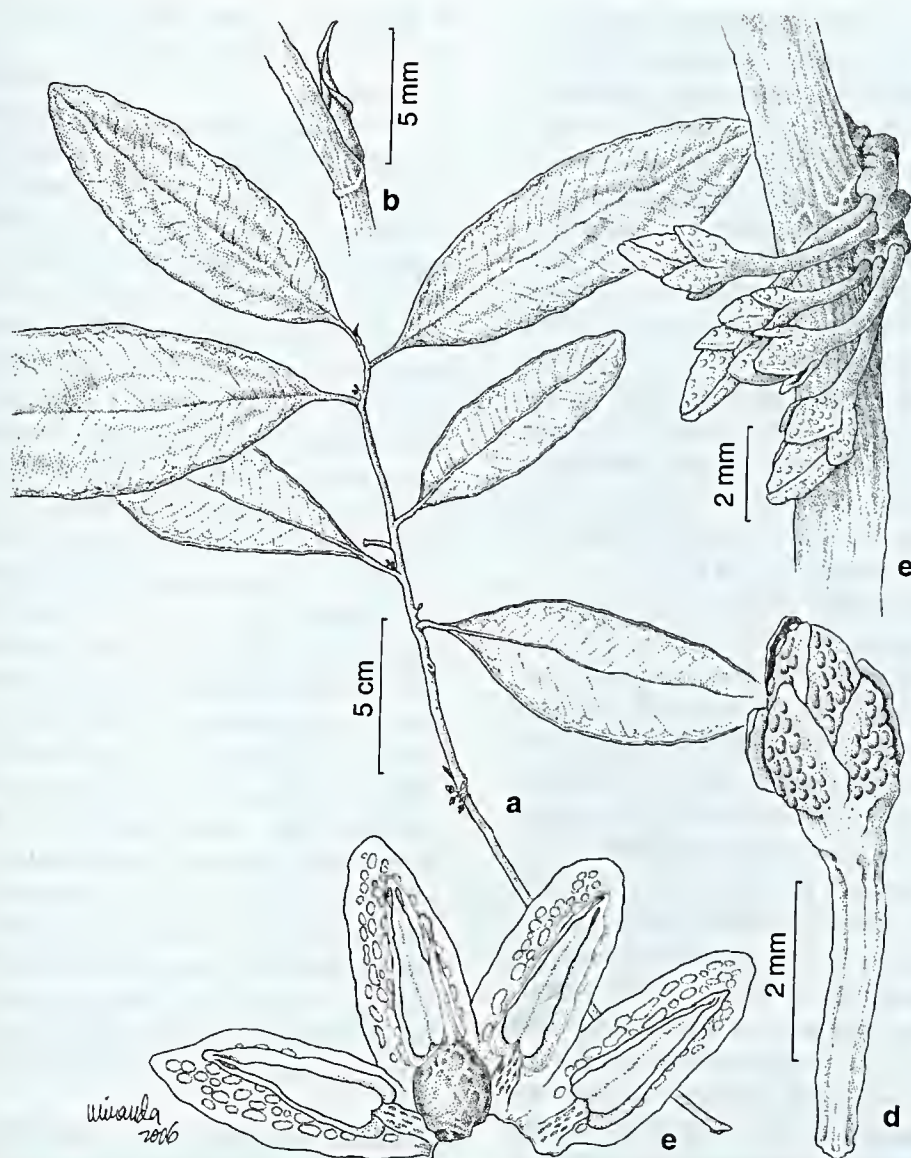



Figura 6 – *Stylogyne sellowiana* – a. ramo com flores; b. gema terminal; c. inflorescência; d. botão floral; e. flor bissexual. (*Carrijo 136*)

Pecíolos canaliculados, 9–12 mm compr., 1,1–1,3 mm diâm., glabros; lâmina foliar cartácea, elíptico-oblonga a elíptico-obovada, 14,5–15,7 × 4,5–5 cm, base aguda à arredondada, ápice agudo, nervação campto-broquidódroma, margem serrilhada. Inflorescências axilares, corimbosas, 2–2,5 cm compr., bipenadas ou tripenadas. Flores estaminadas não vistas. Flores bissexuais 4-meras, 3–4 mm compr., pedicelos 3,7–4,9 mm compr., com pontuações alaranjadas, glabros; bractéolas caducas; cálice 1,5–1,7 mm compr., com pontuações alaranjadas, cilíndricas e conspícuas, sépalas coriáceas, ovadas, 1–1,4 × 1–1,2 mm., eretas, margem irregular, hialina; corola campanulada, pétalas 3,2–3,5 mm compr., fusionada ca. 0,7 mm compr., lobos elípticos, 2,5–2,8 × 1,8–2,1 mm, assimétricos, deflexos, com pontuações elípticas e cilíndricas alaranjadas e proeminentes, ápice agudo, margem ligeiramente irregular, hialina; estames 1,8–2,2 mm compr., filetes ligulados, 0,5–0,7 mm compr., adnatos à base do tubo da corola, base alargada, com diminutas pontuações cilíndricas alaranjadas, anteras lanceoladas, 2,1–2,5 × 0,5–

0,8 mm, base cordada, ápice agudo, apiculado, deiscentes por fendas laterais com ápice dilatado; pistilo 2,5–2,8 mm compr., ovário ca. 1,1 × 0,7 mm, coberto por pontuações, 5 óvulos unisseriados, estilete cilíndrico, 1,0–1,4 mm compr., estigma truncado. Frutos não vistos.

Material selecionado: RIO DE JANEIRO: Rio de Janeiro, Parque Estadual da Pedra Branca, Grumari, 7.XI.2004, bot. e fl., *T. T. Carrijo 136* (RB); 19.III.2006, st., *T. T. Carrijo 480* (RB); 24.XI.2007, fl. e fr., *T. T. Carrijo* 1225 (RB); localidade desconhecida, fl., *F. Sellow s.n.* (F neg. 4844).

Distribuição geográfica e habitat: restrita ao estado do Rio de Janeiro, onde foi coletada exclusivamente na região Metropolitana, na extremidade sul do Parque Estadual da Pedra Branca (Fig. 8). Habita Floresta Ombrófila Densa Submontana (ca. 250 m s.m.).

Dados fenológicos: coletada com flores e frutos jovens em novembro.

Stylogyne sellowiana pode ser reconhecida pelas folhas com margem serrilhada, com pontuações translúcidas abundantes, inflorescências estritamente axilares, pétalas assimétricas com margem hialina e irregular, e anteras sagitadas.

São arbustos de interior de mata, com caules lisos, dicotômicos pouco acima da base e apresentam a casca interna esverdeada. As flores apresentam pedicelos distintamente vináceos e corola alva; os lobos são deflexos a revolutos e apresentam densas pontuações lineares de coloração amarela; as anteras são distintamente lanceoladas e, quando maduras, apresentam o ápice dilatado e liberam grande quantidade de grãos de pólen, que ficam dispostos sobre as pétalas.

Os indivíduos não apresentam padrão de distribuição agregado como observado em outras espécies, mas também ocorrem em encosta voltada à vertente sul, de maior umidade. Essas coletas representam os primeiros registros da espécie em coleções do Brasil. O tipo que embasou a única descrição existente para a espécie (Mez 1902), apresenta flores estaminadas. Desta forma, as flores bissexuais são descritas pela primeira vez. Ilustração inédita.

8. *Stylogyne sordida* Mez *in* Engl., Das Pflanzenreich 4(236): 277. 1902. Fig. 7

Arbusto ca. 1,5 m alt. Ramos cilíndricos, 2–3 mm diâm., glabros, coberto pontuações inconspícuas alaranjadas. Pecíolos subcanaliculados, 10–16 mm compr., 1,9–2,1 mm diâm., atenuados, glabros; lâmina foliar cartácea, elíptica a elíptico-lanceolada, 13–14,2 × 5–5,5 cm, base aguda, ápice agudo a ligeiramente acuminado, nervação campto-broquidódroma, margem levemente serrilhada. Inflorescências axilares e ramifloras, 1–1,5 cm compr., fasciculadas. Flores bissexuais ou pistiladas (não vistas) e estaminadas, 4-meras, 3,0–3,5 mm compr., pedicelos cilíndricos, 3,5–4 mm compr., glabros, brácteas caducas, não vistas; cálice 1,5–1,7 mm compr., sépalas cartáceas, arredondadas, 0,8–1 × 0,5–0,6 mm, eretas, ápice largamente arredondado, fusionadas na base, margem uniforme, levemente crenulada; corola campanulada, pétalas 2,8–3,3 mm compr., fusionada ca. 0,5 mm compr., com indumento glandular na região basal da face adaxial do tubo, lobos elípticos, 2–2,2 × 1,2–1,4 mm, deflexos, ápice agudo, margem inteira, não hialina; estames 2,1–2,4 mm compr., filetes ligulados, 0,9–1,1 mm compr., adnatos à base do tubo da corola, anteras elíptico-lanceoladas, 1,2–1,6 × 0,6–0,9 mm, deiscentes por fendas laterais com ápice dilatado, base cordada, ápice obtuso, apiculado, pistilódio ausente. Frutos não vistos.

Material selecionado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Teresópolis, Serra dos Órgãos, 9.XI.1973, fl., *D. Araújo 534 & A.L.Peixoto 280* (RB); localidade desconhecida, s.d., fl., *F. Sellow s.n.* (F. Neg. 4846).

Distribuição geográfica e habitat: exclusiva do estado do Rio de Janeiro. Ocorre na região Serrana Central, no município de Teresópolis (Fig. 8), em Floresta Ombrófila Densa Submontana (ca. 400 m s.m.).

Dados fenológicos: coletada com flores em novembro.

Stylogyne sordida pode ser diferenciada das demais espécies de *Stylogyne* do estado do Rio de Janeiro pelas inflorescências fasciculadas e flores com pétalas simétricas não pontuadas.

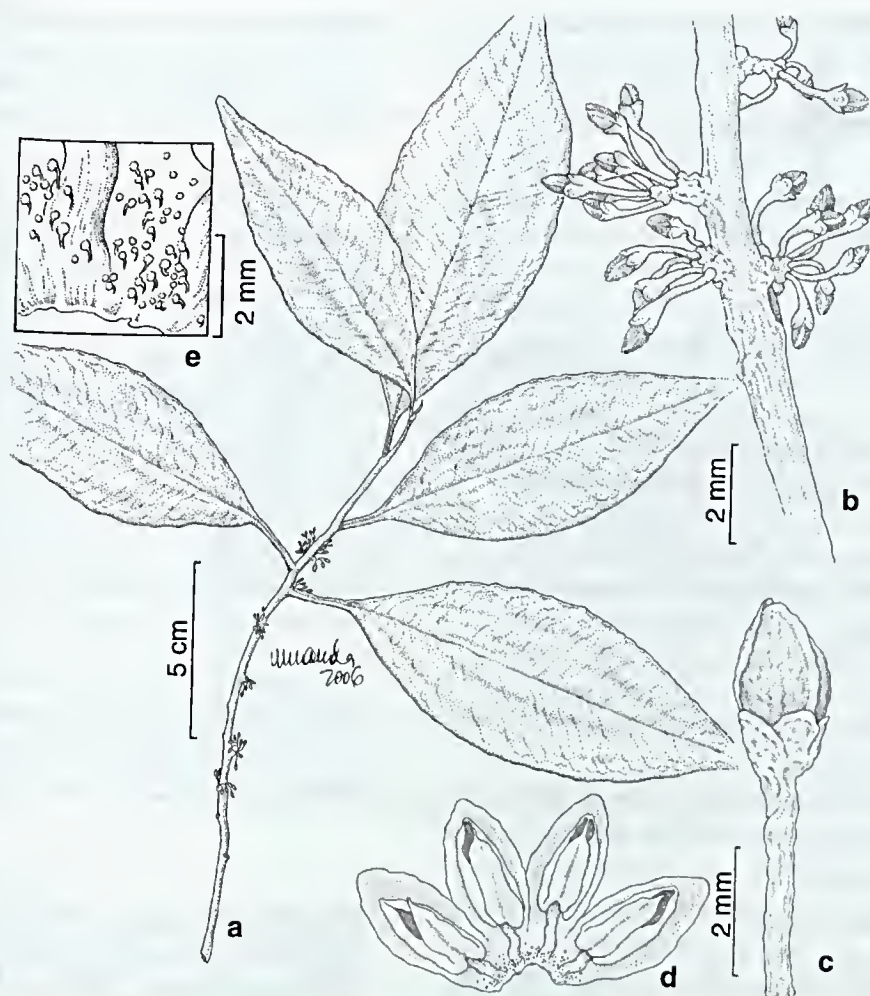



Figura 7 – *Stylogyne sordida* – a. ramo com flores; b. inflorescência; c. botão floral; d. flor estaminada; e. detalhe da face interna da base do tubo da corola (*Araújo 534*).

O espécime depositado no herbário RB representa o único registro da espécie em coleção no Brasil, e apresenta flores estaminadas, assim como os exemplares descritos na obra original (Mez 1902). Ilustração inédita.

Conclusão

Das oito espécies de *Stylogyne* ocorrentes no estado do Rio de Janeiro, quatro são exclusivamente fluminenses (*S. depauperata*, *S. lhotskiana*, *S. sellowiana* e *S. sordida*). A região Serrana Central apresentou a maior diversidade de espécies (7 spp.), seguido das regiões Metropolitana (5 spp.), Sul Fluminense (2 spp.) e Região dos Lagos, com uma espécie. A Serra do Mar se destaca como importante centro de diversidade para *Stylogyne* no estado do Rio de Janeiro, especialmente os contrafortes da Serra dos Órgãos e do Maciço do Tinguá. Nenhum táxon foi registrado para o Norte Fluminense e Serra da Mantiqueira, embora as características fisionômicas destas regiões pareçam propícias às espécies do gênero.

Os representantes de *Stylogyne* predominam no estrato arbustivo, geralmente em ambientes sombreados, e quando não próximos a cursos de água, ocupam áreas úmidas ou nebulosas. As espécies predominam em Floresta Ombrófila Densa Submontana, em elevações de 60–400 m s.m., preferencialmente na faixa altimétrica de 200–290 m s.m. Apenas *Stylogyne leptantha* e *S. pauciflora* foram encontradas exclusivamente

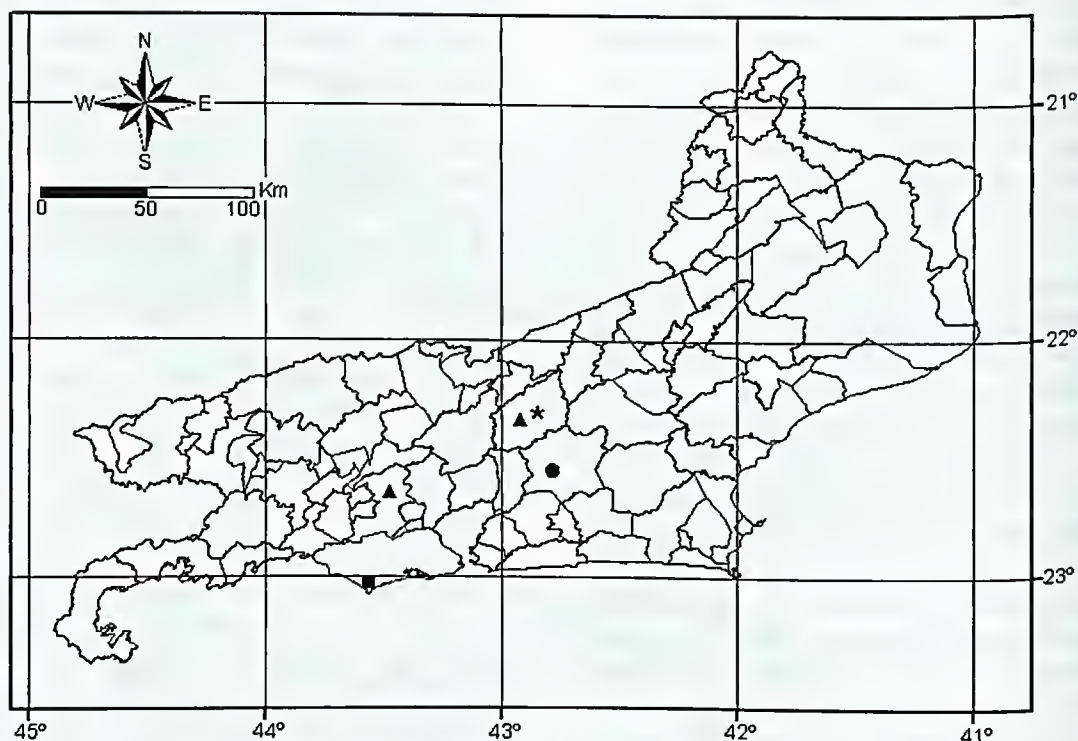



Figura 8 – Mapa de distribuição geográfica de *Stylogyne lhotzkiana* •, *S. pauciflora* ▲, *S. sellowiana* ■ e *S. sordida* ★ no estado do Rio de Janeiro.

em Floresta Ombrófila Densa Montana, alcançando 900–1.250 m s.m. *Stylogyne depauperata* apresentou a maior variação altitudinal dentre as espécies do estado do Rio de Janeiro (10–400 m s.m.), sendo também a única a ocorrer em Restinga. Nenhuma espécie foi encontrada em campos de altitude. O habitat e altitude registrados para os representantes de *Stylogyne* no estado do Rio de Janeiro são semelhantes aos sinalizados para os táxons da América Central (Ricketson & Pipoly 1997, 2003) e na América do Sul (Pipoly 1991, 1999; Pipoly & Ricketson 1999, 2000), e reforçam a ocorrência preferencial dos representantes do gênero em Florestas Pluviais.

Com base neste levantamento, e em inventários e listas de espécies realizadas para Myrsinaceae nos estados de São Paulo (Bernacci & Jung-Mendaçolli 2000; Jung-Mendaçolli *et al.* 2005) e Minas Gerais (Oliveira-Filho 2006), *Stylogyne* está representado por 10 espécies na região sudeste do Brasil, sendo oito registradas para o estado do Rio de Janeiro, quatro para o estado de São Paulo e três para o estado de Minas Gerais. Apenas *S. ambigua* (Mart.) Mez e *S. warmingii* Mez, que ocorrem nos estados de Minas Gerais e São Paulo, não foram encontradas no estado do Rio de Janeiro. Nenhuma espécie do gênero foi registrada, até o momento, para o Espírito Santo, mas novas ocorrências podem ser esperadas para este estado.

Por suas flores bissexuais e unissexuais, estivação contorta do cálice e da corola, estames livres entre si e ovário pauciovulado, com óvulos unisseriados, as espécies do estado do Rio de Janeiro se enquadram na circunscrição de *Stylogyne*, apesar do posicionamento de Bernacci & Jung-Mendaçolli (2000) e Jung-Mendaçolli *et al.* (2005). Dois grupos de táxons foram reconhecidos com base na morfologia: o primeiro de inflorescências paniculadas, flores pentâmeras e anteras rimosas; o segundo de inflorescências corimbosas a fasciculadas,

flores tetrâmeras e anteras deiscentes por rimas curtas de ápice alargado. Estas características talvez possibilitem um futuro arranjo taxonômico infragenérico para as espécies.

Lista de exsicatas

Almeida, A.L. 10 (3); **Almeida, J.** 1377 (3); **Araújo** 534 (8), 9320 (2); **Barros** 1161 (6); **Botelho** 49 (2); **Braga** 2693 (3) **Carrijo** 744 (4); 450, 451, 452, 453, 454 (6), 136 (7), 480 (7), 1006 (2), 1225 (7); **Castelar** 19 (1), 10 (3); **Coelho** 658 (1), 652 (3); **Cordeiro** 2360 (1); **Duarte** 294 (3); **Duarte** 96 (3); **Giordano** 1279 (2), 2026 (3); **Glaziou** 4073 (2), 15185 (3); **Kuhlmann** RB152817 (3); **Lima** 1547 (6); **Lira-Neto** 671 (2); **Lhotsky** F7479 (5); **Marquete** 672 (2), 2982 (2), 2990 (2); **Martinelli** 10431 (3), 9311 (6); **Maas** 3248 (3); **Neto.** 671 (3); **Occhioni** 6871 (2); 705 (3); 248 (2), 249 (3), 6704 (4), 6352 (4), 5950 (4), 6502 (4); 6294 (4); **Oliveira** 1.048 (3); **Pereira, E.** 181 (6); **Pereira, F.M.B.** 17/74 (4), 24/039 (5); **Pessoal do Horto Florestal** RB 152815 (2), RB152817 (3); **Quinet** 24/37 (3); **Seele** 576 (6), 577 (6), 588 (6); **Sellow** 472 (6), F neg. 4844 (7), F neg. 4846 (8); **Silva Neto** 1507 (3); 1556 (6); **Sucre** 4461 (2), 4697 (2), 3571 (3); **Rego** 896 (2); **Sá** 1360 (2).

Agradecimentos

Aos curadores dos herbários citados pela facilitação de consulta ao acervo. À CAPES, pela concessão da bolsa de estudos da primeira autora, e ao Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro pelo suporte logístico. A Ricardo Woods de Lacerda e Marcelo D. M. Vianna Filho pelas sugestões e correções de uma versão preliminar do manuscrito, e aos revisores *ad hoc* pela revisão e sugestões do texto final. A Cláudia de Miranda e Jade Mascarenhas pela confecção das ilustrações.

Referências Bibliográficas

Bernacci, L. C. & Jung-Mendaçolli, S. 2000. Considerações taxonômicas e novas combinações em *Ardisia* Sw. (Myrsinaceae) do Sudeste do Brasil. Acta Botanica Brasilica 14(3): 243-249.

De Candolle, A. 1837. A review of the Natural Order Myrsineae. Transact. Linn. Soc. Lond. 12: 95-138.

______. 1841. Second mémoire sur la famille des Myrsinéacées, Ann. Sci. Nat., Bot., ser. 2, 16: 65-97.

______. 1844. Myrsinaceae. *In:* Candolle, A. Prodr. Syst. 8: 75-140.

Heenan, P. B. 2000. Dioecism in *Elingamita johnsonii* (Myrsinaceae). New Zealand Journal of Botany 38: 569-574.

Holmgren, P. K. & Holmgren, N. H. Index Herbariorum on the Internet. Disponível em <http://www.nybg.org/bsci/ih.ih.html>. (Acesso em: 01/08/2006).

IBGE. 1992. Manual técnico da vegetação brasileira. Manuais técnicos em geociências. N. 1. Departamento de Recursos Naturais e Estudos Ambientais, Rio de Janeiro 92p.

Jung-Mendaçoli, S. L. & Bernacci, L. C. 1997. Flora fanerogâmica da ilha do Cardoso (SP, Brasil): Myrsinaceae. *In:* Melo, M. M. R. F.; Barros, F.; Chiea, S. A. C.; Kirizawa, M.; Jung-Mendaçoli, S. L. & Wanderley, M. G. L. (eds.). Flora fanerogâmica da ilha do Cardoso. São Paulo 5: 81-98.

Jung-Mendaçoli, S. L. & Bernacci, L. C. 2001. Myrsinaceae da APA do Cairuçu, Parati (Rio de Janeiro, Brasil). Rodriguésia 52 (81): 49-64.

Jung-Mendaçoli, S. L.; Bernacci, L. C. & Freitas, M. F. 2005. Myrsinaceae. *In:* Wanderley, M. G. L.; Shepherd, G. J.; Melhem, T. S. & Giulietti, A. M. (eds.). Flora fanerogâmica do estado de São Paulo 4: 279-300.

Kurtz, B. C. & Araújo, D. S. D. 2000. Composição florística e estrutura do componente arbóreo de um trecho de Mata Atlântica na Estação Ecológica Estadual do Paraíso, Cachoeiras de Macacu, Rio de Janeiro, Brasil. Rodriguésia 51(78/115): 69-112.

Lopes, R. C. 1999. Ebenaceae Vent. do estado do Rio de Janeiro. Rodriguésia 50(76/77): 85-107.

Lundell, C. L. 1971. Flora of Panama, Part. VIII. Family 150. Myrsinaceae. Annals of the Missouri Botanical Garden 58: 285-353.

Mayer, S. S. & Charlesworth, D. 1991. Cryptic dioecy in flowering plants. Trends in Ecology and Evolution 6: 320-325.

Mez, C. 1902. Myrsinaceae. *In:* Engler, H. G. A. Das Pflanzenreich. Berlin, Wilhelm Engelmann, 9 (IV, 236): 1-437.

Miquel, F. A. G. 1856. Myrsineae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. G. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 10: 269-338.

Oliveira-Filho, A. T. 2006. Catálogo das Árvores de Minas Gerais: mapeamento e inventário da flora nativa e dos reflorestamentos de Minas Gerais. Lavras: Editora UFLA. 423 p.

Pipoly III, J. J. 1989. Notas sobre el género *Stylogyne* A.DC. (Myrsinaceae). Ernstia 53: 1-9.

______. 1991. *Stylogyne rodriguesiana* (Myrsinaceae) A new androdioecious species from Amazonia. Novon 1: 202-203.

______. 1999. Two new species of Myrsinaceae from French Guiana. Brittonia 51(2): 128-133.

______. & Ricketson, J. M. 1999. Novelties in the Myrsinaceae from the Venezuelan Guyana. Sida 18(4): 1167-1174.

______ & Ricketson, J. M. 2000. *Stylogyne aguarunana* (Myrsinaceae) a new species from Amazonas, Peru. Sida 19(2): 269-273.

Radford, A. E.; Dickinson, W. C.; Massey, J. R. & Bell C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.

Ribeiro, J. E. L. S.; Hopkins, M. J. G.; Vicentini, A.; Sothers, C. A.; Costa, M. A. S.; Brito, J. M.; Souza, M.A.D.; Martins, L. H. P.; Lohmann, L. G.; Assunção, P. A. C. L.; Pereira, E. C.; Silva, C. F.; Mesquita, M. R. & Procópio, L. C. 1999. Flora da Reserva Duckc: Guia de identificação das plantas vasculares de uma floresta de terra firme na Amazônia Central. Manaus, INPA, 816p.

Ricketson, J. M. & Pipoly III, J. J. 1997. Nomenclatural notes and synopsis of Mesoamerican *Stylogyne* (Myrsinaceae). Sida 17(3): 591-597.

______ & Pipoly III, J. J. 2003. A new species of *Stylogyne* (Myrsinaceae) from Darién, Panamá. Sida 20(3): 919-922.

Ståhl, B. 1996. The rclationships of *Herbedenia bahamensis* and *H. penduliflora* (Myrsinaceae). Botanical Journal of Linnean Society 122: 315-333.

Musgos (Bryophyta) da microrregião do Salgado Paraense e sua utilização como possíveis indicadores de ambientes perturbados[1]

Rita de Cássia Pereira dos Santos[2,3] & *Regina Célia Lobato Lisboa*[2]

Resumo

(Musgos (Bryophyta) da microrregião do Salgado Paraense e sua utilização como possíveis indicadores de ambientes perturbados) Foi realizado um estudo dos musgos ocorrentes em diferentes ecossistemas da microrregião do Salgado Paraense, visando determinar a riqueza, registrar os tipos de ecossistemas e substratos de ocorrência das espécies, identificar algumas destas como indicadoras de ambientes perturbados e ampliar o conhecimento da brioflora do estado do Pará. Foram registradas 38 espécies de musgos, distribuídas em 21 gêneros e 11 famílias. A riqueza de espécies foi relativamente baixa, levando-se em consideração a grande quantidade de amostras analisadas (558). *Calymperes afzelii, C. erosum, C. lonchophyllum, C. palisotii, Octoblepharum albidum* var. *albidum, O. pulvinatum, Sematophyllum subsimplex, Splacnobryum obtusum* e *Taxithelium planum* foram as que apresentaram melhor adaptação a condições adversas. Sugere-se que estas espécies podem ser potencialmente utilizadas como indicadoras de ambientes perturbados. Entretanto, todas as espécies ocorrentes nos oito municípios desta microrregião estão adaptadas a um complexo de fatores ambientais e encontram as condições necessárias e favoráveis à sua manutenção e reprodução.

Palavras-chave: briófitas, brioflora, Pará, ecossistemas, riqueza de espécies.

Abstract

(Mosses (Bryophyta) of the micro-region of Salgado Paraense and its use as possible indicators of disturbed ambient) A study of the mosses in different ecosystems of the micro-region of the Salgado Paraense, northeastern State of Pará, was carried out. This study aimed to determine species richness, the ecosystem types and the substrates of occurrence of the species, as well as to identify species as indicators of disturbed environments and to increase to the knowledge of the bryoflora of Pará. This inventory recorded 38 moss species, distributed in 21 genera and 11 families. The species richness was relatively low, considering the large number of examined specimens (558). *Calymperes afzelii, C. erosum, C. lonchophyllum, C. palisotii, Octoblepharum albidum* var *albidum, O. pulvinatum, Sematophyllum subsimplex, Splacnobryum obtusum* and *Taxithelium planum* were better adapted to adverse conditions. Potentially, these species could be used as indicators of disturbed environments. However, all the species collected in the eight municipalities are adapted to a combination of environmental factors and find the necessary and favorable conditions for their maintenance and reproduction.

Key words: Bryophytes, Bryoflora, ecossystems, Pará, species richness.

Introdução

As briófitas constituem o segundo maior grupo de plantas terrestres, depois das angiospermas (Buck & Goffinet 2000). Pertencem a um grupo monofilético de três divisões de plantas criptogâmicas (Marchantiophyta, Anthocerotophyta e Bryophyta) consideradas as mais simples no Reino Plantae devido à ausência de sistema vascular e cutícula epidérmica, dentre outros caracteres (Shaw & Goffinet 2000).

Estas plantas são importantes componentes da biomassa de muitos ecossistemas. Em alguns hábitats, a camada de briófitas assimila e estoca muito mais carbono que todo o caule das árvores, liberando para a atmosfera grande quantidade de oxigênio; auxiliam também no controle da erosão do solo e assoreamento dos rios; são indicadoras da qualidade do solo, condições de PH e nível de água. Algumas espécies de musgos indicam a presença de cálcio ou nutrientes na água, outras são indicadoras paleoecológicas, bioindicadoras e/ou biomonitoras em estudos de poluição ambiental, bem como de certos minérios, pois concentram facilmente o cobre e o enxofre (Frahm & Kirchhoff 2002; Lisboa

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 04/2008.
[1]Parte da dissertação de Mestrado da primeira Autora, apresentada a Coordenação de Botânica do MPEG.
[2]Museu Paraense Emílio Goeldi, Coordenação de Botânica.
[3]Autor para correspondência: Museu Paraense Emílio Goeldi, Coordenação de Botânica, Laboratório de Briologia, C.P. 399, 66040-170, Belém, PA, Brasil. resantos@museu-goeldi.br.

& Ilkiu-Borges 1995; Lisboa & Ilkiu-Borges F. 1996; Sergio & Bento-Pereira 1981; Zartman 2003). Rao (1982) estudou os efeitos e a relativa sensibilidade de várias espécies de briófitas para diferentes tipos de poluentes do ar, comprovando seu potencial como bioindicadores da poluição atmosférica. De acordo com Gradstein *et al.* (2001), as briófitas são sensíveis às mudanças da umidade ambiental e qualidade do ar e da água, constituindo-se assim, plantas indicadoras de pequenas transformações climáticas e das condições ambientais e, indiretamente, de distúrbios no ecossistema.

Até 100 anos atrás, a região nordeste do Pará possuía florestas altas de terra firme, matas de várzeas e igapós, campos e manguezais. Atualmente, pouco resta dessas matas originais, devido, principalmente, às atividades antrópicas, que têm contribuído para causar distúrbios significativos no meio ambiente, colocando em risco o ecossistema costeiro. A mesorregião do nordeste paraense possui uma paisagem inteiramente descaracterizada com mais de 90% da sua cobertura florestal original convertida em vegetação secundária (Wagner 1995). Salomão *et al.* (1996) apontam como principal característica desta região a formação de capoeiras novas e de baixo porte, ressaltando que restam hoje menos de 2% do um milhão de hectares de floresta densa do século passado.

Os trabalhos de coletas de briófitas nesta região iniciaram em 1994 e finalizaram em 2006. Até o presente, existia apenas um único trabalho publicado para essa área (Santos & Lisboa 2003) resultado de um inventário dos musgos que ocorrem em diferentes tipos de vegetação de alguns municípios da Zona Bragantina, microrregião do Salgado e município de Viseu, todos localizados no nordeste paraense. Dentro desta visão é oportuna a realização deste trabalho, cujo objetivo é determinar a riqueza de espécies dos musgos da microrregião do Salgado, registrar os tipos de ecossistemas e substratos de ocorrência das espécies, identificar algumas destas espécies como possíveis indicadoras de ambientes perturbados e ampliar o conhecimento da Brioflora do estado do Pará.

Material e Métodos

Área de estudo

A microrregião do Salgado Paraense faz parte da zona costeira e abrange uma área total de 5.812,70 km². De acordo com SEPOF (2005), os 11 municípios limítrofes com o Oceano Atlântico, que compõem a Zona Fisiográfica do Salgado são: Colares, Curuçá, Magalhães Barata, Maracanã, Marapanim, Salinópolis, São Caetano de Odivelas, São João da Ponta, São João de Pirabas, Terra Alta e Vigia (Fig. 1). Com exceção de Colares, São João da Ponta e Terra Alta, os demais oito municípios formam a área estudada neste trabalho. De acordo com a classificação de Köppen (Meteoropará 2005), esta área possui tipo climático Am, subtipo Am2. A precipitação pluviométrica média anual varia entre 2.500 mm e 3.000 mm, tipicamente tropical, caracterizada por duas nítidas estações anuais, uma chuvosa de janeiro a junho e outra menos chuvosa de julho a dezembro. Possui clima megatérmico, com médias anuais máximas entre 30° e 33°C, e mínimas entre 21° e 25°C (Marinho *et al.* 2004). Apresenta diferentes tipos de ambientes como campinas, campos, dunas, restingas, capoeiras, igapós, várzeas, manguezais e áreas remanescentes de florestas primárias de terra firme, todas pouco estudadas sob o ponto de vista botânico (Bastos *et al.* 2001).

Coleta e identificação

As coletas de briófitas ocorreram em novembro de 1994, abril de 1995 e outubro de 2005, totalizando 558 amostras. As amostras de briófitas foram coletadas em ecossistemas de mata aberta de terra firme, mata de várzea, mata de igapó, manguezais e capoeiras recentes. O método de coleta foi baseado em Lisboa (1993). As espécies foram classificadas de acordo com os tipos de substrato em que foram coletadas as amostras, segundo Robbins (1952): corticícola – troncos e ramos de árvores vivas; epíxila – ramos e troncos caídos e em decomposição; rupícola – superfície rochosa; terrestre – superfície do solo ou litter. O sistema de classificação adotado neste trabalho é o proposto por Buck & Goffinet (2000), exceto o da família Leucobryaceae, adotando-se Vitt (1984). O material estudado foi incorporado no

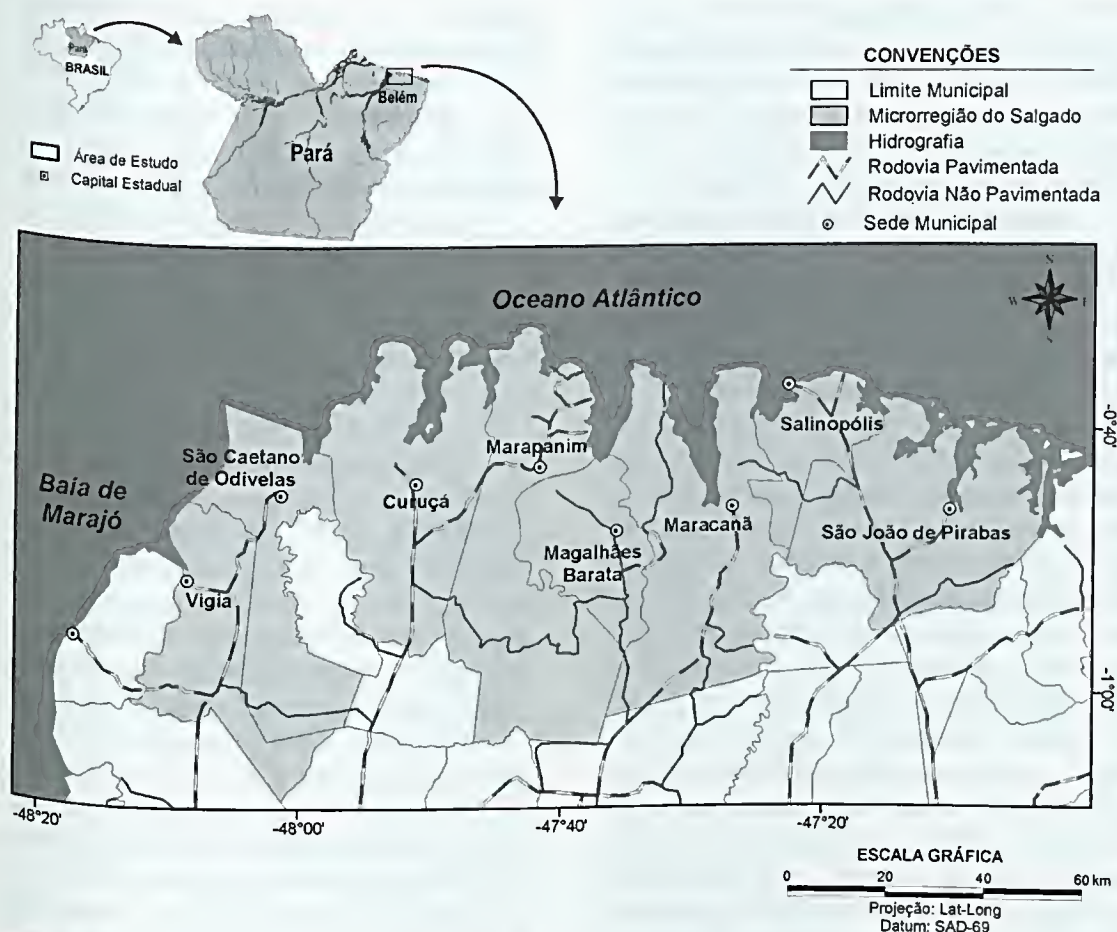



Figura 1 – Localização da microrregião do Salgado-PA, Brasil.

herbário do Museu Paraense Emílio Goeldi (MG), Pará.

Resultados e Discussão

As 38 espécies de musgos inventariadas na microrregião do Salgado Paraense correspondem a aproximadamente 33% do número de táxons de musgos que ocorrem no estado do Pará [cerca de 114 táxons de musgos citados por Yano (1981, 1989, 1995, 1996 e 2006)].

Dentre as 558 amostras analisadas, foram observadas 795 ocorrências de musgos nos oito municípios estudados. O número de ocorrências para cada espécie, ecossistema, substrato e município onde foram coletadas encontram-se relacionados na Tabela 1.

Semathophyllaceae, Calymperaceae e Leucobryaceae destacaram-se tanto em diversidade de espécies como em número de ocorrências. A espécie mais freqüente foi *Sematophyllum subsimplex*, muito comum na região amazônica (Lisboa & Ilkiu-Borges 2007; Lisboa & Ilkiu-Borges, F. 1996; Lisboa & Maciel 1994; Lisboa & Nazaré 1997; Lisboa *et al.* 1999; Moraes & Lisboa 2006; Santos & Lisboa 2003; Souza & Lisboa 2005).

Sematophyllum subsimplex, foi coletada em 83,33% dos ecossistemas estudados e sobre a maioria dos substratos (tab. 1). Muito comum em madeiras em decomposição e base de árvores do sub-bosque em florestas de terra firme; também encontrada em ramos abaixo do dossel e em vegetação seca de cerrado (Florschütz-de Waard & Velling 1996).

A capoeira apresentou 31 espécies e 336 espécimes e a mata aberta de terra firme 25 e 296, respectivamente (Fig. 2). A riqueza de espécies e número de ocorrências nestes dois ecossistemas superam a somatória das espécies

e dos espécimes de musgos encontrados na mata de várzea, mata de igapó, restinga e no mangue. Deve ser ressaltado que todos esses números funcionam apenas como indicativos, uma vez que as coletas foram feitas aleatoriamente, sem sistematização para estudos estatísticos.

Segundo Gradstein *et al.* (2001), as florestas secundárias com maior diversidade florística podem reter de 50–70% das espécies de briófitas das florestas não perturbadas, ressaltando, portanto, a importância da conservação destes ecossistemas para a sobrevivência dessas espécies.

Quanto aos substratos, Richards (1984) e Germano & Pôrto (1998), afirmam que nas florestas tropicais úmidas, os troncos vivos seguidos por troncos mortos, são os preferidos para o estabelecimento das briófitas. Isso pode ser observado nos resultados encontrados (Tab. 1), onde os espécimes corticícolos, com 682 ocorrências, superam os epíxilos (103) e terrestres (10). Não foram coletadas espécies rupícolas e epífilas. A ausência de espécies rupícolas explica-se pela pouca disponibilidade de rochas ou pedras nos locais de coleta. Quanto à ausência de espécies epífilas, é explicada por estas serem consideradas de 'sombra' e particularmente vulneráveis a distúrbios no ecossistema (Gradstein 1997), estando entre as primeiras briófitas a desaparecer quando a cobertura das florestas é aberta (Gradstein 1992; Pócs 1996). Scott (1982) ressalta ainda que, em vegetações abertas onde a insolação é intensa, as briófitas são encontradas preferencialmente colonizando casca ou tronco de árvores e arbustos e fendas das rochas, ou seja, em locais onde há alguma proteção contra uma rápida dessecação.

Por ser a microrregião do Salgado Paraense uma zona costeira com influência direta do Oceano Atlântico, alterada naturalmente em função das marés e dos ventos e também pela utilização humana, foram encontradas diversas espécies de musgos típicas de ambientes alterados. Dentre estas, *Calymperes afzelii, C. erosum, C. lonchophyllum, C. palisotii, Octoblepharum albidum* var. *albidum, O. albidum* var. *violascens, O. pulvinatum, S. subsimplex* e *Taxithelium planum*, são tolerantes a grandes intensidades de luz, altas temperaturas e poluição do ar, o que lhes dá uma amplitude ecológica muito grande (Lisboa & Ilkiu-Borges 2001; Lisboa & Ilkiu-Borges F. 1996; Lisboa *et al.* 1998; Porto 1996; Santos & Lisboa 2003). Reese (1993) afirma que *C. palisotii* é particularmente comum em regiões costeiras.

As espécies *Calymperes afzelii, C. erosum* e *C. palisotii* apesar de não serem exclusivas de mangue, foram as únicas encontradas neste ecossistema, confirmando sua tolerância a ambientes litorâneos (Lisboa *et al.* 1999, Santos & Lisboa 2003, Visnadi 2004, Costa & Yano 1998).

Splacnobryum obtusum, comumente encontrada em ambientes perturbados por Lisboa & Ilkiu-Borges (1997), foi coletada nas mesmas condições na microrregião do Salgado Paraense. *Lepidopilum surinamense* apresentou-se exclusivamente na mata de igapó e *Sematophyllum subpinnatum* ocorreu na restinga e capoeira. Estas espécies apresentaram estreita amplitude ecológica.

Entretanto, todas as espécies ocorrentes nos oito municípios desta microrregião estão adaptadas a um complexo de fatores ambientais e encontram as condições necessárias e favoráveis à sua manutenção e reprodução. Com base em todas as observações acima, sugere-se, desta forma, que estas espécies podem ser potencialmente utilizadas como indicadoras de ambientes perturbados.

Estes resultados evidenciam a importância da preservação dos ecossistemas que restam nesta região e desse tipo de estudo para o melhor

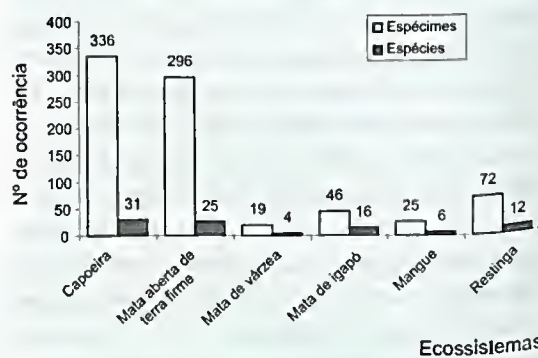



Figura 2 – Ocorrência de espécies e espécimes de musgos de acordo com os ecossistemas da microrregião do Salgado Paraense, Brasil.

Tabela 1 – *Musgos dos municípios da microrregião do Salgado Paraense. N° Ocor. - número de ocorrência, F – epífila, C – corticícola, E – epíxila, T – terrestre, R – rupícola, CA – capoeira, TF – mata aberta de terra firme, MA – mangue, MI – mata de igapó, RE – restinga, MV – mata de várzea;* SAL - Salinópolis, SCO – São Caetano de Odivelas, SJP – São João de Pirabas, CUR - Curuçá, MAP - Marapanim, MAC - Maracanã, MBA – Magalhães Barata, VIG – Vigia.

Família / Espécie	N° Ocor.	Substrato					Ecossistema						Municípios da microrregião do Salgado Paraense							
		F	C	E	T	R	CA	TF	MA	MI	RE	MV	SAL	SCO	SJP	CUR	MAP	MAC	MBA	VIG
Calymperaceae																				
Calymperes afzelii Sw.	11		9	2			6	2	1	1	1		3	1	1		4	2		
Calymperes erosum Müll. Hal.	59		51	8			39	14	1	4	1		21	5	16	1	3	4	6	3
Calymperes lonchophyllum Schwägr.	32		32				1	26		1		4		6		11			11	4
Calymperes palisotii Schwägr.	77		66	11			48	4	16		9		32	14		2	21	4	1	3
Calymperes pallidum Mitt.	8		7	1			4	1		3			2			1	1	3	1	
Calymperes platyloma Mitt.	2		2					2						1		1				
*Syrrhopodon cryptocarpus.*Dozy & Molk	6		6					3		1		2	2	1	1					2
Syrrhopodon incompletus Schwägr.	6		5	1				2				4		3						3
Syrrhopodon ligulatus Mont.	8		8				1	6				1	5			3				
Syrrhopodon simmondsii Steere	2		2					2						1		1				
Dicranaceae																				
Campylopus surinamensis Müll. Hal.	8		3		5		7	1					1			3	2	1		1
Dicranella hilariana (Mont.) Mitt.	1				1		1										1			
Fissidentaceae																				
Fissidens elegans Brid.	2		2					2						1				1		
Fissidens guianensis Mont.	2		2				2							2						
Hypnaceae																				
Chryso-hypnum diminutivum (Hampe) W. R. Buck	5		5				5										4		1	
Isopterygium subbrevisetum (Hampe) Broth.	7		6	1			6	1					2			1			2	2
Isopterygium tenerum (Sw.) Mitt.	2		2				2										1			1
Vesicularia vesicularis (Schwägr.) Broth.	2		2				2												2	
Leucobryaceae																				
Leucobryum martianum (Hornsch.) Hampe *ex* Müll. Hal.	4		1	3			1			1		2							2	2
Ochrobryum gardneri (Müll. Hal.) Mitt.	7		5	2			3	2				2			2	1		1	1	2
Ochrobryum subulatum Hampe	2		2				2						2							

Família / Espécie	Nº Ocor.	Substrato					Ecossistema						Municípios da microrregião do Salgado Paraense							
		F	C	E	T	R	CA	TF	MA	MI	RE	MV	SAL	SCO	SJP	CUR	MAP	MAC	MBA	VIG
Octoblepharum albidum Hedw. var. *albidum*	59		50	7	2		35	14		1	8	1	22	4	7	6	3	12	1	4
Octoblepharum albidum Hedw. var *violascens* Müll. Hal.	27		26	1			14	13					12	2	6	5				2
Octoblepharum cylindricum Schimp. *ex* Mont.	13		12	1			5	5		3			2	4				7		
Octoblepharum pulvinatum (Dozy & Molk.) Mitt.	76		75	1			7	52		1		16	10	33		12	2	2	2	15
Orthotrichaceae																				
Groutiella tomentosa (Hornsch.) Wijk & Margad.	4		4				2	2								3				1
Pilotrichaceae																				
Callicostella pallida (Hornsch.) Ångström	3		2	1			1			2						1			2	
Lepidopilum surinamense Müll. Hal.	1		1							1									1	
Sematophyllaceae																				
Sematophyllum subpinnatum (Brid.) E. Britton	2		1	1			1				1		1						1	
Sematophyllum subsimplex (Hedw.) Mitt.	278		232	45	1		114	108		21	5	30	84	41	36	18	7	39	24	29
Taxithelium planum (Brid.) Mitt.	21		15	6			10	6		2		3		1	3	5	3	1	5	3
Trichosteleum intricatum (Thér.) J. Florsch.	14		13	1				10	1	1		2	5	5		1			1	2
Trichosteleum papillosum (Hornsch.) A. Jaeger	13		12	1			6	5		2			9	1		1	1	1		
Trichosteleum subdemissum (Schimp. *ex* Besch.) A. Jaeger	6		5	1			5			1			2				3		1	
Splachnobryaceae																				
Splachnobryum obtusum (Brid.) Müll. Hal.	1				1		1										1			
Stereophyllaceae																				
Entodontopsis leucostega (Brid.) W.R. Buck & Ireland	1			1			1						1							
Pilosium chlorophyllum (Hornsch.) Müll. Hal.	21		14	7			3	12				6	3	9		2	3	1		3
Thuidiaceae																				
Pelekium scabrosulum (Mitt.) Touw	2		2				1	1								1	1			
Total	**795**		**682**	**103**	**10**		**336**	**296**	**19**	**46**	**25**	**73**	**221**	**135**	**72**	**80**	**61**	**79**	**64**	**82**

conhecimento da brioflora do Pará, alertando para o perigo do desaparecimento de espécies com a destruição das florestas primárias.

Agradecimentos

À Dra. Anna Luíza Ilkiu-Borges pela tradução do resumo para o inglês; ao Marcelo Thales pela confecção do mapa da microrregião do Salgado Paraense e ao CNPq pela concessão da bolsa de mestrado à primeira autora.

Referências Bibliográficas

Bastos, M. N. C.; Santos, J. U. M.; Amaral, D. D. & Neto, S. V. C. 2001. Alterações ambientais na vegetação litorânea do nordeste do Pará. *In:* Prost, M. T.; Mendes, A. C. (ed.). Ecossistemas costeiros: impactos e gestão ambiental. MPEG, Belém. Pp. 28-38.

Buck, W. R. & Goffinet, B. 2000. Morphology and classification of mosses. *In*: Shaw, A. J. & Goffinet, B. (eds.). Bryophyte biology. Vol. 3. University Press, Cambridge. Pp. 71-123.

Costa, D. P. & Yano, O. 1998. Briófitas da Restinga de Macaé, Rio de Janeiro, Brasil. Hoehnea 25(2): 99-119.

Frahm, J.-P. & Kirchhoff, K. 2002. Antifeeding effects of bryophyte extracts from *Neckera crispa* and *Porella obtusata* against the slug Arion lusitanicus. Cryptogamie, Bryologie 23(3): 271-275.

Germano, S. R. & Pôrto, K. C. 1998. Briófitas epíxilas de uma área remanescente de Floresta Atlântica (Timbaúba-PE, Brasil). Acta Botanica Brasilica 3(1): 53-66.

Gradstein, S. R. 1992. The vanishing tropical rain forest. As environment for bryophytes and lichens. *In:* Bates, J. W.; Farmer, A. M. (ed.). Bryophytes and lichens in a chaging environment. Claredon Press, Oxford. Pp. 234-258.

______. 1997. The taxonomic diversity of Epiphyllous Bryophytes. Abstracta Botanica 21 (1): 15-19.

______; Churchill, S. P. & Salazar-Allen, N. 2001. Guide to the bryophytes of tropical America. Memoirs of The New York Botanical Garden 86: 1-577.

Lisboa, R. C. L. 1993. Musgos acrocárpicos do estado de Rondônia. Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém, 272p.

______& Ilkiu-Borges, A. L. 1995. Diversidade das Briófitas de Belém (PA) e seu potencial como indicadoras de poluição urbana. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica 11(2): 199-225.

______& Ilkiu-Borges, A. L. 1997. A família Splachnobryaceae (Bryophyta) no estado do Pará. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica 13(2): 103-111.

______ & Ilkiu-Borges, A. L. 2001. Briófitas de São Luís do Tapajós, município de Itaituba, com novas adições para o estado do Pará. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica 17(1): 75-91.

______& Ilkiu-Borges, A. L. 2007. Uma nova avaliação da brioflora da Reserva do Mocambo, Belém (PA) *In*: Gomes, J. I. (org.). Mocambo: diversidade e dinâmica biológica da Área de Pesquisa Ecológica do Guamá (APEG). Museu Paraense Emílio Goeldi, Belém. Pp. 149-174.

______ & Ilkiu-Borges, F. 1996. Briófitas da Serra dos Carajás e sua possível utilização como indicadoras de metais. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Botânica 12(2): 161-181.

______; Lima, M. J. L. & Maciel, U. N. 1999. Musgos da Ilha de Marajó-II- Anajás Pará, Brasil. Acta Amazonica 29(2): 201-206.

______ & Maciel, U. N. 1994. Musgos da Ilha de Marajó-I-Afuá, Pará. Boletim Museu Paraense Emílio Goeldi, série Botânica 10(1): 43-56.

______; Muniz, A. C. M. & Maciel, U. N. 1998. Musgos da Ilha de Marajó-III-Chaves (Pará). Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Botânica 14(2): 117-125.

______ & Nazaré, J. M. M. de. 1997. A flora briológica. *In*: Lisboa, P. L. B. (org.). Caxiuanã. Vol. 4. CNPq/MPEG, Belém. Pp. 223-235.

Marinho, R. S; Ferreira, A. L. O.; Costa, B. M. N. & Barbosa, E. J. S. 2004. Aspectos geográficos da zona costeira paraense: o caso do município de Salinópolis. VI CNBG. UERJ. Disponível

em <:http://www.igeo.uerj.br/VICBG 2004/ Eixo2/E2_112.htm>. Acesso em: 1/XI/2005.

Meteoropará, Classificação Climática do Pará (Método de Köppen). Disponível em: <http:/www.meteoropara.hpg.ig.com.br/ matdidatico/classificacao.htm>. Acessado em: 29 de outubro de 2005. 29/X/2005.

Moraes, E. N. R. & Lisboa, R. C. L. 2006. Inventário dos musgos (Bryophyta) da Serra dos Carajás, estado do Pará. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, série Ciências Naturais 2(1): 39-68.

Pócs, T. 1996. Epiphyllous liverworts diversity at worldwide level and its threat and conservation. Anales Instituto Biologia Universidade Nacional Autónoma México, Série Botânica 67(1): 109-127.

Pôrto, K. C. 1996. Briófitas. *In*: Sampaio, E. V. S. B.; Mayo, S. J. & Barbosa, M. R. V. (eds.). Pesquisa botânica nordestina: progresso e perspectivas. Sociedade Botânica do Brasil/Seção Regional de Pernambuco, Recife. Pp. 97-109.

Rao, D. N. 1982. Bryophyte ecology. *In*: Smitth, A. G. E. (ed.). Responses of bryophytes to air pollution. New York. Pp. 445-472.

Reese, W. D. 1993. Calymperaceae. Flora Neotropica Monograph 58: 1-102.

Richards, P. W. 1984. The Ecology of Tropical Forest Bryophytes. *In*: Schuster, R. M. New Manual of Bryology, Nichinan: The Hattori Botanical Laboratory 2: 1233-1269.

Robbins, R. G. 1952. Bryophyta ecology of a dune area in New Zealand. Vegetation, Acta Geobotanica 4: 1-131.

Salomão, R. de P.; Nepstad, D. C. & Vieira, I. C. G. 1996. Como a biomassa de florestas tropicais influi no efeito estufa? Ciência Hoje 21(123): 38–47.

Santos, R. C. P & Lisboa, R. C. L. 2003. Musgos (Bryophyta) do nordeste paraense, Brasil – 1. Zona Bragantina, microrregião do Salgado e município de Viseu. Acta Amazonica 33(3): 415- 422.

Scott, G. A. M. 1982. Desert Bryophytes. *In*: Smith, A.J.E. (ed.). Bryophyte Ecology. Chapman & Hall, London. Pp.105-122.

SEPOF – Secretaria Executiva de Estado de Planejamento, Orçamento e Finanças. 2005. Estatística Municipal – microrregião do Salgado. Governo do Estado do Pará, Belém. Disponível em: <http://www.sepof.pa.gov.br/ microrregiao.cfm#salgado> Acesso em: 14/I/2006.

Sergio, C. & Bento-Pereira, F. 1981. Liquenes e briófitos como bioindicadores da poluição atmosférica. Boletim da Sociedade Broteriana, Ser. 2, 54: 291-303.

Shaw, A. J. & Goffinet, B. (eds.). 2000. Bryophyte biology. Cambridge University Press, Cambridge, 476p.

Souza A. P. S. & Lisboa R. C. L. 2005. Musgos (Bryophyta) na ilha Trambioca, Barcarena, PA. Acta Botanica Brasilica 19(3): 487-492.

Visnadi, S. R. 2004. Briófitas de praias do estado de São Paulo, Brasil. Acta Botânica Brasilica 18(1): 91-97.

Vitt, D. H. 1984. Classification of the Bryopsida. *In*: Shuster, R. W. (ed.). New manual of bryology. Nichinan. The Journal Hattori Botanical Laboratory 2: 696-759.

Wagner, D. K. 1995. Mesos e microrregiões formam um grande estado. Nosso Pará 2: 12-13.

Yano, O. 1981. A checklist of Brasilian mosses. The Journal Hattori Botanical Laboratory 50: 279-456.

______.1989. An additional checklist of Brazilian Bryophytes. Journal Hattori Botanical Laboratory 66: 371-434.

______.1995. A new additional checklist of Brazilian Bryophytes. The Journal Hattori Botanical Laboratory 78: 137-182.

______.1996. A checklist of Brazilian Bryophytes. Boletim do Instituto de Botânica 10: 47-232.

______.2006. Novas adições ao catálogo de briófitas brasileiras. Boletim do Instituto de Botânica 17: 1-42.

Zartman, C. E. 2003. Habitat fragmentation impacts on epiphyllous bryophyte communities in central amazonia. Ecology 84(4): 948-954.

Aspectos anatômicos de espécies simpátridas de *Mandevilla* (Apocynaceae) ocorrentes em inselbergues de Pernambuco – Brasil[1]

Shirley Martins[2,3] *& Marccus Alves*[3]

Resumo

(Aspectos anatômicos de espécies simpátridas de *Mandevilla* (Apocynaceae) ocorrentes em inselbergues de Pernambuco – Brasil) Foram estudadas três espécies simpátridas de *Mandevilla* buscando enriquecer o conhecimento da biota dos inselbergues e identificar estruturas anatômicas possivelmente relacionadas com o ambiente heliófilo. Em seção transversal caulinar e vista paradérmica são comuns aos táxons estudados os seguintes aspectos: epiderme unisseriada; estômatos paracíticos; tricomas tectores simples; hipoderme unisseriada com compostos fenólicos e sistema vascular bicolateral. A medula é ampla em *M. dardanoi* e reduzida nas demais. Em seção transversal e vista paradérmica foliar as espécies apresentam epiderme unisseriada; cutícula estriada; estômatos paracíticos, unidade vascular central bicolateral e mesofilo dorsiventral. *Mandevilla scabra* é anfihipoestomática e as demais hipoestomáticas. O colênquima angular ocorre na região da nervura central em ambas as faces em *M. dardanoi* e *M. scabra*. O mesofilo é dorsiventral. Alguns aspectos anatômicos, principalmente foliares, encontrados nas espécies de *Mandevilla* aqui estudadas são freqüentemente indicados como estratégias que podem atuar na resistência a condições de alta temperatura e luminosidade e também estresse hídrico. Entre essas estruturas destacam-se a cutícula estriada, a hipoderme com compostos fenólicos, mesofilo compacto, além de cristais prismáticos e drusas. Os dados anatômicos fornecerem subsídios para futuras abordagens taxonômicas e ecológicas em *Mandevilla*.

Palavras-chave: anatomia, ecologia, órgãos vegetativos, subsídios taxonômicos.

Abstract

(Anatomical aspects of sympatric species of *Mandevilla* (Apocynaceae) from inselbergs in Pernambuco – Brazil) Three sympatric species of *Mandevilla* were studied with the aim to increase the knowledge about the biota of inselbergs and to identify anatomical features that could be related to a high-insolation environment. Aspects common to all studied species that can be observed in transverse section and frontal view of the stems are: uniseriate epidermis; paracytic stomata; unicellular trichomes; uniseriate hypodermis with phenolic compounds and bicollateral vascular bundles. The medulla is broad in *M. dardanoi* and narrow in *M. scabra* and *M. tenuifolia*. Uniseriate epidermis with cuticular ridges and paracytic stomata were observed in transverse section and frontal view of the leaves. *Mandevilla scabra* is hypoamphistomatic and the other two hypostomatic. Angular collenchyma under both surfaces along the midrib occurs in *M. dardanoi* and *M. scabra*. The mesophyll is dorsiventral. Some of the anatomical aspects studied, particularly in the leaves of the studied species, are frequently associated with strategies that could have a role in protection against high temperatures, light levels and water stress. Among these structures, the striate cuticle, hypodermis with phenolic compounds, compact mesophyll, and prismatic crystals and druses can be listed. The anatomical data obtained provide subsidies for future research with taxonomic and ecological approaches in *Mandevilla*.

Key words: anatomy, ecology, vegetative organs, subsidies for taxonomy.

Introdução

A família Apocynaceae (incluindo Asclepiadaceae) apresenta cerca de 410 gêneros e aproximadamente 4.650 espécies entre lianas, árvores, arbustos e herbáceas, distribuídas, principalmente, nas regiões tropicais e subtropicais do mundo (Simpson 2006). No Brasil ocorrem aproximadamente 90 gêneros e 850 espécies, habitando diversas formações vegetais (Souza & Lorenzi 2005). *Mandevilla* Lindl. é o maior gênero neotropical da subfamília Apocynoideae com cerca de 120 espécies, distribuídas do México até a Argentina (Simões *et al.* 2004). É um gênero considerado extremamente variado com arbustos, ervas, lianas e até mesmo epífitas (Simões *et al.* 2004). Seus representantes destacam-se pelo

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 05/2008.

[1]Trabalho de Iniciação Científica da primeira autora premiado com a menção honrosa no Concurso Prêmio Verde (2004), pela Sociedade Botânica do Brasil (SBB).

[2]Bolsista PIBIC / CNPq – UFPE. shirley_botany@yahoo.com.br
[3]Universidade Federal de Pernambuco, Departamento de Botânica, Av. Prof. Moraes Rego s/n, Cidade Universitária, 50670-901, Recife, PE.

potencial paisagístico e medicinal, onde no extrato das raízes tuberosas foram encontrados princípios ativos que podem ser utilizados no tratamento contra venenos de cobras, além de metabólitos secundários no látex como, borracha e alcalóides (Metcalfe & Chalk 1950; Calixto *et al.* 1986).

Muitas espécies de *Mandevilla* são citadas como ocorrentes em afloramentos rochosos, muitas delas sendo raras e endêmicas dessas áreas (França *et al.* 1997; Porembski *et al.* 1998; Sales *et al.* 2006). Inselbergues são blocos montanhosos formados por granito ou gnaisse, encontrados em meio a uma paisagem plana (Gröger & Barthlott 1996; Porembski *et al.* 1998). A vegetação predominante nos inselbergues é superficial com domínio de ervas e arbustos (Barthlott *et al.* 1993; Porembski *et al.* 1998). Esses afloramentos são considerados ambientes xéricos, devido ao fato das comunidades vegetais presentes nesses locais ficarem diretamente expostas à ação do sol e vento (Gröger & Barthlott 1996). As plantas ocorrentes nesses ambientes estão submetidas à elevada insolação com os raios solares incidindo diretamente sobre a rocha nua, resultando em máximas de temperaturas às vezes superiores a 50°C o que culmina em altas taxas de evaporação (Porembski *et al.* 1998; Szarzynski 2000). A cobertura do solo é fina ou ausentes, o que limita a disponibilidade de nutrientes e reduz a capacidade de retenção hídrica (Löhne *et al.* 2004).

Barthlott *et al.* (1993) afirmam que do ponto de vista geomorfológico, os inselbergues tropicais são bem estudados, entretanto pouco se conhece sobre sua cobertura biótica, apesar de serem considerados refúgios ecológicos.

A flora brasileira de inselbergues é extraordinariamente diferenciada, caracterizada por um grande número de espécies de plantas extremamente adaptadas e geralmente com uma distribuição restrita (Barthlott *et al.* 1993; Meirelles *et al.* 1999). Ainda segundo esses autores, em alguns casos, populações de certas espécies podem diferir de um inselbergue para outro, podendo apresentar diferenças com relação ao hábito e a morfologia foliar.

Atualmente os inselbergues vêm sofrendo forte pressão antrópica com o pastoreamento extensivo e extração de rochas para pavimentação pública (França *et al.* 1997), ameaçando a sobrevivência de muitas espécies que vivem nestes ambientes, muitas até mesmo desconhecidas da ciência (Meirelles *et al.* 1999).

Mandevilla, apesar de diverso no Brasil, possui poucos estudos anatômicos e em geral de caráter descritivo (Ferraz & Soares 1988; Alves & Oliveira 1992; Appezzato-da-Glória & Estelita-Teixeira 1992; Appezzato-da-Glória & Estelita 1995, 1997, 2000). Diante disto e da necessidade de informações sobre a vegetação de inselbergues e suas adaptações a estes ambientes, visamos caracterizar anatomicamente três espécies simpátridas de *Mandevilla* ocorrentes em diferentes inselbergues, buscando enriquecer o conhecimento da biota desses afloramentos e identificar estruturas anatômicas de caráter adaptativo ao ambiente heliófilo.

Material e Métodos

As coletas foram realizadas nos inselbergues da Pedra do Guariba (08°22'55"S e 35°59'38"W) a 680 m de altitude, e da Pedra do Careca (08°23'13"S e 36°00'36"W) a 800 m de altitude, município de Agrestina, e da Pedra Antônio Bezerra (08°19'30"S e 36°13'00"W) a 810 m de altitude, município de Bezerros. Esses inselbergues estão localizados no agreste meridional de Pernambuco, na região de transição entre as vegetações de Mata Atlântica e Caatinga.

O material testemunho está depositado no Herbário da Universidade Federal de Pernambuco (UFP) sob os seguintes números de coleta *Mandevilla dardanoi* M.F.Sales, Kin.-Gouv. & A.O.Simões (*Martins et al. 1* e *64*), *M. scabra* (Roem. & Schult.) K. Schum (*Martins et al. 3* e *63*) e *M. tenuifolia* J. C. Mikan (*Martins et al. 5*, *45* e *62*). Para as análises anatômicas o material coletado foi fixado em FAA (formaldeído, ácido acético e etanol 50%, 1:1:18, v/v) e conservado em etanol 70% (Johansen 1940). Foram realizadas seções transversais (ST) à mão livre do caule e da região mediana de folhas totalmente expandidas localizadas no terceiro e quarto nó. As ST foram submetidas à dupla coloração com safranina e azul de Astra (Kraus & Arduin 1997) e também a testes microquímicos com Lugol (Berlyn & Miksche 1976), Sudan III

(Sass 1951), Cloreto Férrico (Johansen 1940) e floroglucina em meio ácido (Johansen 1940), para evidenciar amido, substâncias lipídicas, compostos fenólicos e lignina, respectivamente. As lâminas foram montadas em meio semipermanentes em glicerina 50% (Purvis *et al.* 1964).

Para observação da epiderme em vista frontal (VF), tanto caulinar quanto foliar, e também dos elementos traqueais caulinares, fragmentos destes órgãos foram submetidos à técnica de dissociação com peróxido de hidrogênio e ácido acético 1:1 (Franklin 1945), corados com safranina 1% e montados em glicerina 50% (Purvis *et al.* 1964). Foram realizadas mensurações dos elementos de vasos utilizando ocular milimetrada acoplada ao microscópio de luz. Para cada espécie estudada foram mensurados os valores de comprimento e largura de 100 elementos em cada lâmina, sendo utilizadas cinco lâminas, totalizando dados de 500 elementos de vaso.

Visando à identificação do padrão de venação foi realizada a diafanização de fragmentos foliares em hipoclorito de sódio 30% posteriormente corados com safranina alcóolica 1% (Johansen 1940) e montados em meio permanente em bálsamo do Canadá.

As estruturas anatômicas foram registradas com auxílio de fotomicroscópio Zeiss.

Resultados e Discussão

As três espécies estudadas apresentam hábito e distribuição geográfica diferentes. *Mandevilla dardanoi* é um arbusto, podendo apresentar alguns ramos escadentes, com raízes tuberosas e intensa propagação vegetativa através de estolões (Löhne *et al* 2004; Sales *et al.* 2006). Segundo Hegarty (1989), algumas plantas podem apresentar hábito arbustivo e depois tornar-se "arbustos lianescentes", como observado em *M. dardanoi*. Essa espécie é considerada endêmica dos inselbergues ocorrentes na formação geológica Planalto da Borborema, no nordeste do Brasil (Rodal *et al.* 2005; Sales *et al.* 2006). *Mandevilla tenuifolia* é um subarbusto com raízes tuberosas e xilopódio e, diferente de *M. dardanoi*, possui ampla distribuição no Brasil (Sales 1993). Essa espécie ocorre em diferentes formações vegetais, principalmente campos rupestres, cerrado e ocasionalmente na caatinga, estando presente, geralmente, em altitudes superiores a 700 metros (Sales 1993). *Mandevilla scabra* é uma das espécies do gênero com maior distribuição geográfica segundo Woodson (1933) e ao contrário das demais espécies estudadas é exclusivamente escandente e com raízes não tuberosas. Em Pernambuco, essa espécie ocorre em capoeiras e borda de matas na região da Zona da Mata. Entretanto no Agreste sua distribuição está limitada a áreas de maior altitude (A. Miranda-Freitas, dados não publicados).

As diferentes populações das espécies estudadas foram coletadas nas áreas mais expostas dos inselbergues. *Mandevilla dardanoi* e *M. tenuifolia* ocorrem em pequenas manchas de solo raso, diferente de *M. scabra* que se localiza em áreas de solo mais profundo. De acordo com observações de campo, *M. dardanoi* e *M. scabra* são perenifólias, enquanto em *M. tenuifolia* a parte aérea desaparece nos períodos secos, restringindo-se ao órgão subterrâneo enterrado, que rebrota nas primeiras chuvas.

Com relação aos aspectos anatômicos do caule, em ST das espécies estudadas, observam-se epiderme unisseriada (Fig. 1a-d) com parede periclinal externa moderadamente espessa. A cutícula é espessa em *M. scabra* (Fig. 1b) e delgada nas demais. Em VF, os estômatos são principalmente paracíticos e ocasionalmente anomocíticos. Os tricomas são do tipo tectores simples com células com parede espessa (Fig. 1d). Os tipos de tricoma e de estômatos encontrados confirmam os relatos para a família Apocynaceae descritos por Metcalfe & Chalk (1979). Poucos estômatos e tricomas foram também observados no caule de *M. pohliana* (Stadelm.) A.H. Gentry e assim como *M. scabra* essa espécie também apresenta cutícula espessa (Appezzarto-da-Glória & Estelita-Teixeira 1992).

Ainda em ST caulinar, internamente à epiderme, há uma camada contínua de células em todas as espécies que se destaca pela presença de compostos fenólicos, chamada camada subepidérmica neste trabalho (Fig. 1a-d). Apenas em *M. scabra*, abaixo da epiderme, observa-se o início da instalação do felogênio (Fig. 1b), seguida

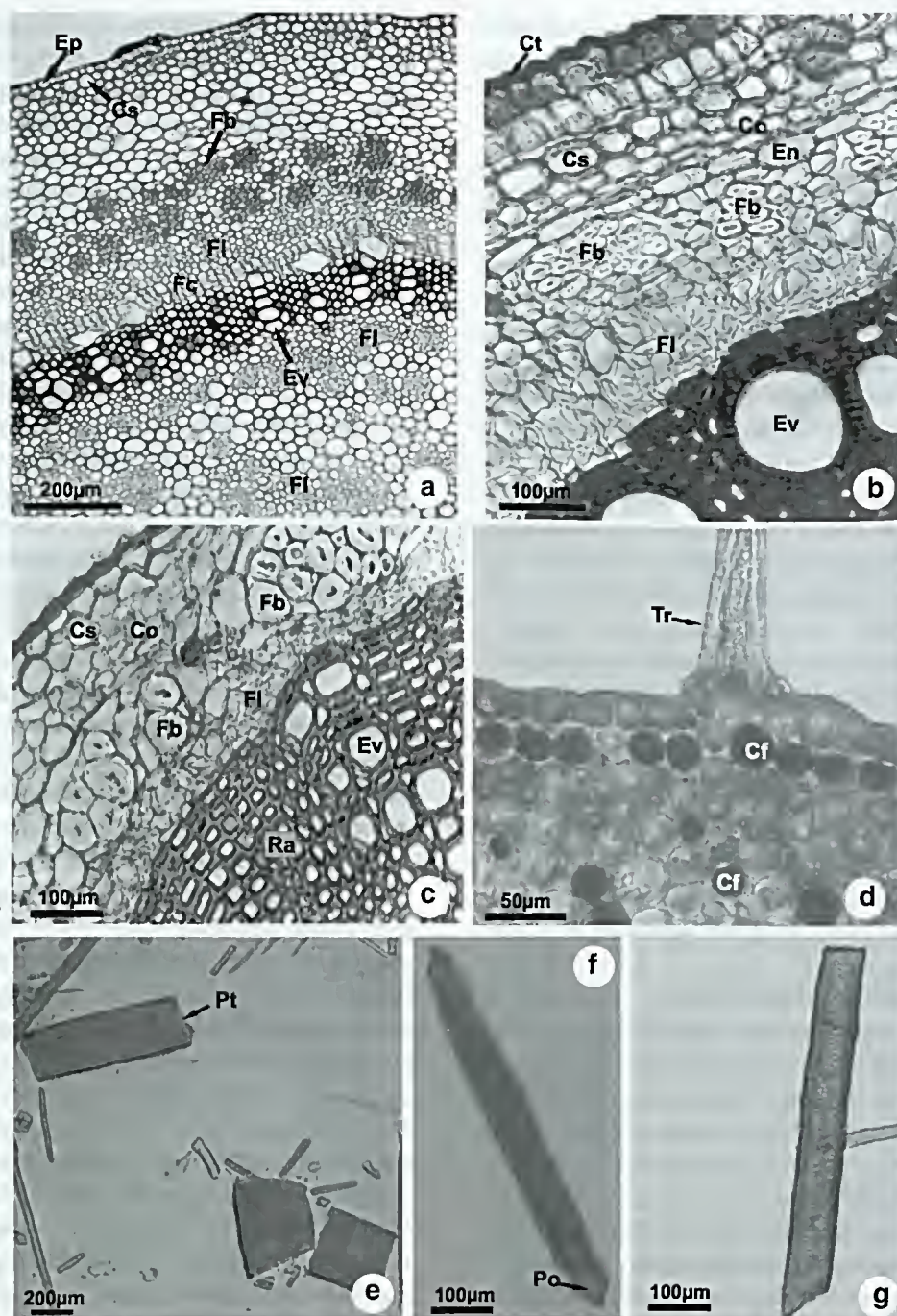



Figura 1 – Caule de espécies de *Mandevilla*. a-c. Seção transversal de *M. dardanoi*, *M. scabra* e *M. tenuifolia*, respectivamente, com epiderme unisseriada, camada subepidérmica, córtex multisseriado, periciclo com fibras brancas e sistema vascular – a. visão geral de *M. dardanoi* destacando a faixa cambial, o sistema vascular bicolateral e cordões de floema na região medular; b. detalhe de *M. scabra* ressaltando a instalação do felogênio, a camada subepidérmica, a endoderme e o xilema com largos elementos de vaso; c. detalhe de *M. tenuifolia* com córtex reduzido, periciclo com fibras brancas e raios multisseriados no xilema; d. detalhe de *M. dardanoi* destacando a camada subepidérmica com compostos fenólicos e tricoma simples com parede espessa. e-g. Material dissociado. e-f. *M. scabra* – e. elementos de vaso curtos e largos com placa de perfuração simples e transversal; f. elemento de vaso com placa de perfuração simples e oblíqua, além de pontoações alternas. g. *M. dardanoi* destacando as pontoações alternas no elemento de vaso. Cf = composto fenólico; Co = córtex; Cs = camada subepidérmica; En = endoderme; Ep = epiderme; Ev = elemento de vaso; Fb = fibras brancas; Fc = faixa cambial; Fl = floema; Po = placa de perfuração oblíqua; Pt = placa de perfuração transversal; Ra = raio; Tr = tricoma; Xi = xilema.

internamente da camada subepidérmica com compostos fenólicos. O córtex possui células parenquimáticas com formato arredondado com 8–9 camadas em *M. dardanoi* (Fig. 1a) e 2–3 camadas em *M. scabra* (Fig. 1b) e *M. tenuifolia* (Fig. 1c). A endoderme é unisseriada com células de parede delgada e formato ovalado (Fig. 1b) que se destaca pela grande quantidade de grãos de amido, formando uma bainha amilífera.

O sistema vascular é bicolateral (Fig. 1a), sendo este tipo considerado uma sinapomorfia dos representantes da ordem Gentianales (Metcalfe & Chalk 1950; Stevens 2001). O periciclo compreende 3–(4) camadas em *M. tenuifolia* (Fig. 1c), 4–(5) em *M. scabra* (Fig. 1b) e (8)–10 em *M. dardanoi* (Fig. 1a), sendo formado por células parenquimáticas e calotas de fibras não lignificadas. Essas fibras são marcantes no periciclo, sendo denominadas de "fibras brancas" (*white fibres*) por Metcalfe & Chalk (1950) e referidas a todos os membros da família (Metcalfe & Chalk 1950; Stevens 2001). Com relação ao floema, nas espécies estudadas, esse além de se localizar externa e internamente ao xilema, ocorre em vários cordões na região medular (Fig. 1a). Essa característica é citada como comum às espécies de *Mandevilla* (Metcalfe & Chalk 1950; Apezzato-da-Glória & Estelita-Teixeira 1992). Idioblastos cristalíferos foram observados nas células floemáticas de *M. dardanoi* e de *M. tenuifolia*. A faixa cambial mostra-se evidente em *M. dardanoi* (Fig. 1a) e inconspícua nas demais espécies. No xilema, os elementos de vaso ocorrem em fileiras uni a bisseriadas, separadas por raios parenquimáticos lignificados e multisseriados (Fig. 1a-c). A presença de raios multisseriados corrobora as descrições anatômicas para a família (Metcalfe & Chalk 1950). A medula apresenta células parenquimáticas com cortornos arredondados e com parede delgada, sendo ampla com relação ao sistema vascular em *M. dardanoi* (Fig. 1a) e reduzida nas demais espécies. Os canais laticíferos são do tipo não-articulado, sendo abundantes no floema e na região medular. Laticíferos ocorrem em todos os representantes de Apocynaceae, sendo o tipo não-articulado o mais comum na família (Metcalfe & Chalk 1950; Appezzato-da-Glória & Estelita-Teixeira 1992; Appezzato-da-Glória & Estelita 1997; Demarco *et al.* 2006). A presença de laticíferos é considerada de grande importância devido à proteção conferida pelo látex contra a herbivoria, propiciando o sucesso destas espécies em diversos ambientes (Farrell *et al.* 1991).

Testes microquímicos evidenciaram a presença de amiloplastos no córtex e sistema vascular de *M. scabra* e *M. dardanoi*, estando também presente na medula desta última. Substâncias lipídicas foram observadas na maioria dos tecidos do caule, sendo evidenciados principalmente nos laticíferos. Em *M. illustris* (Vell.) Woodson e *M. velutina* (Mart. *ex* Stadelm.) Woodson os laticíferos também reagiram positivamente no teste para lipídios (Appezzato-da-Glória & Estelita 1997). Compostos fenólicos foram observados na camada subepidérmica, periciclo, córtex, floema e medula, exceto em *M. tenuifolia* onde estes só estão presentes na camada subepidérmica e periciclo. A presença desses compostos nessa camada subepidérmica foi também verificada em outras espécies de *Mandevilla* (Appezzato-da-Glória & Estelita-Teixeira 1992; Appezzato-da-Glória & Estelita 1995). De acordo com Santos & Blatt (1998), além de determinada geneticamente, a produção de compostos fenólicos pode ser influenciada por fatores abióticos, como alta radiação, luz UV, seca e deficiência de nutrientes. Segundo Castro & Machado (2006), em plantas que estão sob estresse hídrico, os compostos fenólicos acumulados nos vacúolos garantem a manutenção do arcabouço celular e da integridade dos tecidos. Portanto, nas espécies aqui estudadas, a presença desses compostos pode auxiliar na permanência das mesmas em ambientes como os inselbergues, onde estão submetidas à alta luminosidade e estresse hídrico.

Em análise do material caulinar dissociado, os elementos de vaso apresentam placa de perfuração simples (transversal e oblíqua) (Fig. 1e-f) e pontoações alternas (Fig. 1f-g), corroborando o mencionado para alguns membros da família (Metcalfe & Chalk 1950). Com relação às mensurações realizadas (Tab. 1) e com base nos valores indicados por Metcalfe & Chalk

(1950) para os elementos de vaso da família, os valores de largura observados em *M. tenuifolia* estão dentro do intervalo atribuído a vasos muito pequenos (25-50 µm), os de *M. dardanoi* a vasos pequenos (<100 µm) e os de *M. scabra* em vasos de tamanho médio (100–200 µm). Nesta última espécie, os elementos de vaso são geralmente curtos e largos (Fig. 1e, Tab. 1). A presença de vasos curtos e largos é considerada comum em plantas escandentes e constitui uma adaptação importante à alta condutividade (Klotz 1978; Carlquist 1991).

Nas folhas em VF, na região da nervura principal, são observadas em ambas as faces células epidérmicas retangulares dispostas em fileiras e com parede reta (Fig. 2a). A região internervural de ambas as faces epidérmicas, apresenta células poligonais com parede anticlinal reta em *M. dardanoi* (Fig. 2a) e *M. scabra* (Fig. 2b-c) e sinuosa em *M. tenuifolia* (Fig. 2d). A cutícula é estriada nas espécies estudadas, porém as estrias são mais evidentes em *M. scabra* (Fig. 2b). Estrias epicuticulares foram observadas em folhas de outras espécies de Apocynaceae, algumas destas consideradas xeromórficas (Fjeell 1983; Barros 1988; Alves & Oliveira 1992).

Em VF e ST verifica-se a ocorrência de tricomas tectores simples (Fig. 2a-c, 3b,d) com parede espessa e base multicelular (Fig. 3b), variando entre as espécies com relação à localização e o tamanho. Esses são curtos e restritos à face adaxial em *M. tenuifolia* (Fig. 3d) e longos e em ambas às faces nas demais espécies (Fig. 2a,c e 3b). Segundo Morales (1998), em *Mandevilla* as folhas pubescentes são freqüentes com poucos representantes glabros.

Os estômatos são paracíticos (Fig. 2c-d) com câmaras subestomáticas pequenas e células-guarda ocorrendo ao mesmo nível das demais células epidérmicas (Fig. 4c,d). *M. scabra* é anfihipoestomática, seguindo a definição de Alquini *et al.* (2006), com raros estômatos presentes na região das nervuras da face adaxial, e as demais espécies são hipoestomáticas, corroborando os dados apresentados por diversos autores para o gênero (Metcalfe & Chalk 1950; Ferraz & Soares 1988; Appezzato-da-Glória & Estelita-Teixeira 1992).

Em ST da região da nervura central foliar, observa-se que *M. dardanoi* e *M. scabra* possuem a quilha central proeminente, diferente de *M. tenuifolia*. Em todas as espécies estudadas a epiderme é unisseriada com células da face abaxial e adaxial semelhantes entre si e com tamanho reduzido. *M. scabra* apresenta a parede periclinal externa da face adaxial espessa, enquanto que na abaxial e em ambas as faces de *M. dardanoi* e *M. tenuifolia* é moderadamente espessa (Fig. 3d). Células epidérmicas com parede periclinal externa espessa foram também observadas em folhas xeromórficas de espécies de Apocynaceae (Fjeell 1983). Cristais prismáticos foram observados nas células epidérmicas apenas de *M. dardanoi*. Conforme indicado por Fahn & Cutler (1992), os cristais localizados na epiderme podem atuar como adaptação a condições xéricas, auxiliando na reflexão dos raios solares.

Internamente à epiderme, na região da nervura central, encontra-se o colênquima angular com 2–3 camadas e restrito à face abaxial em *M. tenuifolia* (Fig. 3d) e com 3–(4) camadas em ambas às faces nas demais espécies (Fig. 3a-b). O córtex apresenta células arredondadas com paredes delgadas (Fig. 3a-b). O parênquima paliçádico ocorre na nervura central apenas em *M. tenuifolia* (Fig. 3d). Esta mesma situação foi observada por Appezzato-da-Glória & Estelita-Teixeira (1992) em *M. pohliana*, sendo

Tabela 1 – Mensurações dos elementos de vaso das espécies de *Mandevilla* estudadas. Valores mínimos e máximos estão entre parênteses.

Espécies	Comprimento (µm)	Largura (µm)
M. dardanoi	(145,0) – 439,4 – (890,0)	(25,0) – 49,5 – (80,0)
M. scabra	(160,0) – 344,8 – (665,0)	(25,0) – 106,1 – (185,0)
M. tenuifolia	(55,0) – 269,5 – (530,0)	(20,0) – 40,3 – (70,0)

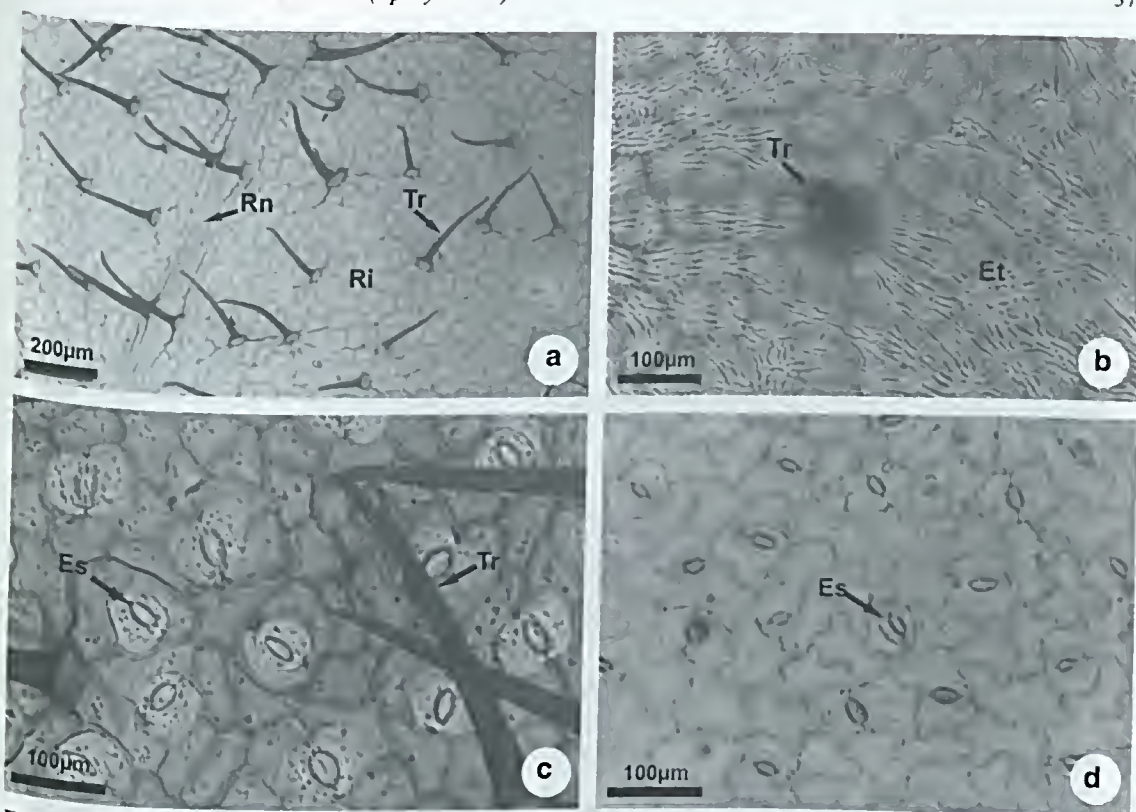



Figura 2 – Epiderme foliar de espécies de *Mandevilla* em vista frontal. a. *M. dardanoi*, face adaxial evidenciando o formato e posição das células epidérmicas nas regiões da nervura central e internervural, além dos tricomas tectores. b-c. *M. scabra* – b. face adaxial destacando as estrias epicuticulares e tricoma tector; c. face abaxial com estômatos paracíticos e tricomas tectores. d. *M. tenuifolia*, face abaxial mostrando células epidérmicas com paredes anticlinais sinuosas e estômatos paracíticos. Es=estômato; Et=estrias; Ri=células da região internervural; Rn=células da região da nervura; Tr=tricoma.

nesta interrompido por um cordão de colênquima. A unidade vascular central é bicolateral (Fig. 3a-d) e em forma de arco (Fig. 3a-b,d) com xilema apresentando fileiras radiais de elementos de vaso separados por fileiras de células parenquimáticas com parede com diferentes níveis de lignificação (Fig. 3a-c). Idioblastos cristalíferos foram verificados no córtex e floema apenas de *M. scabra* e laticíferos não-articulados foram observados no floema e no córtex de todas as espécies (Fig. 3b).

Em ST, na região do limbo foliar, as células epidérmicas da face adaxial são maiores que as da abaxial (Fig. 4a,c-d) e com a parede periclinal externa moderadamente espessa na face abaxial e espessa na face adaxial (Fig. 4c). Internamente à epiderme na face abaxial observa-se uma camada de células subepidérmicas que apresenta compostos fenólicos, sendo interrompida pelas câmaras subestomáticas (Fig. 4a,c). O mesofilo é dorsiventral com parênquima paliçádico unisseriado em *M. tenuifolia* (Fig. 4d), com 1–(2) camadas de células em *M. dardanoi* (Fig. 4a) e 2–3 camadas em *M. scabra* (Fig. 4c), nesta ocupando 2/3 do mesofilo e nas demais 1/2. O parênquima lacunoso apresenta células com formas variadas e com poucos espaços intercelulares (Fig. 3a,c-d), principalmente em *M. dardanoi* e *M. scabra*. Parênquima paliçádico bem desenvolvido e lacunoso reduzido e com poucos espaços intercelulares é uma característica comum em plantas xeromórficas (Fahn & Cutler 1992; Elias *et al.* 2003; Zanenga-Godoy 2003; Silva *et al.* 2006). Idioblastos com drusas foram observados no mesofilo apenas de *M. dardanoi* (Fig. 4b).

As unidades vasculares do limbo foliar são colaterais (Fig. 4a), sendo acompanhados por canais laticíferos não-articulados (Fig. 4c) e ramificados, o que também foi observado em

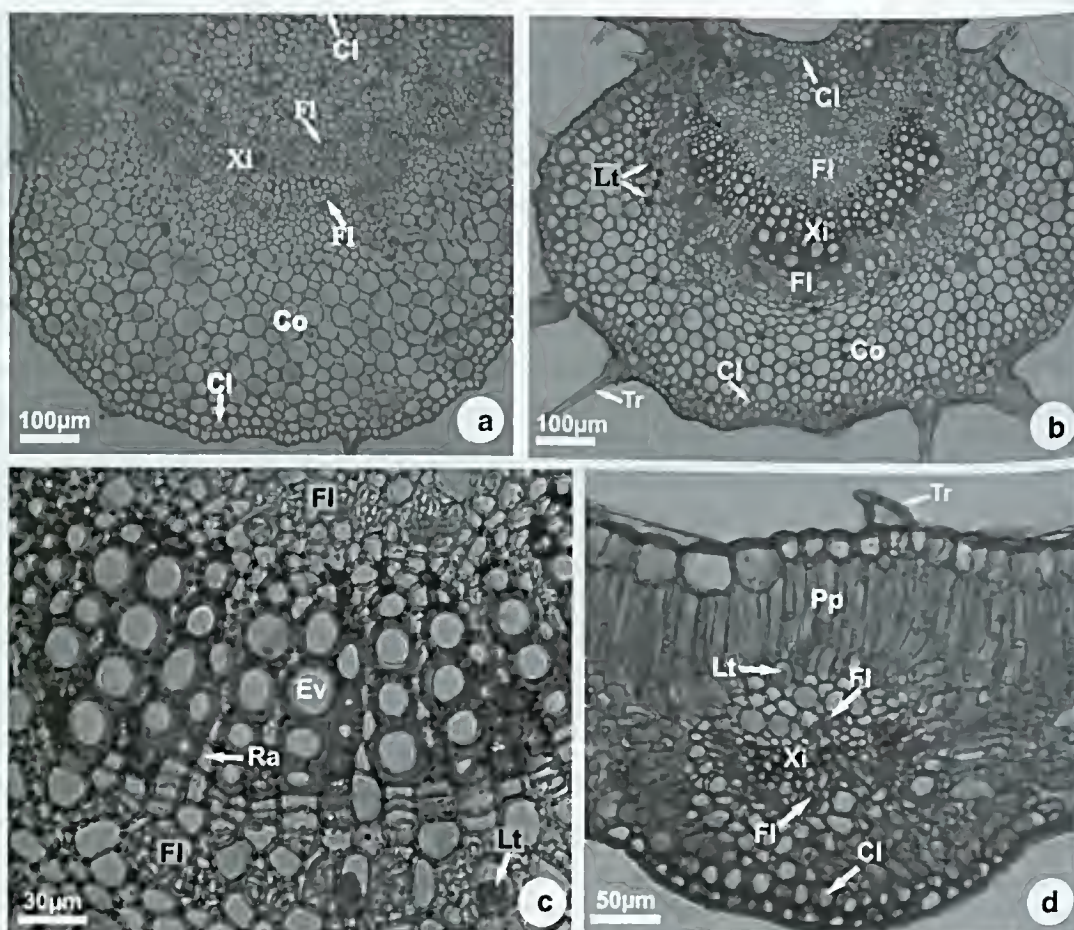



Figura 3 – Seção transversal da região nervura central de espécies de *Mandevilla*. a-b. *M. dardanoi* e *M. scabra*, respectivamente, visão geral destacando a quilha procminente com epiderme unisseriada, colênquima em ambas as faces, córtex com laticíferos e unidade vascular central bicolateral e em forma de arco. c. *M. scabra*, detalhe da unidade vascular bicolateral mostrando laticíferos no floema e raios no xilema. d. *M. tenuifolia*, visão geral com quilha pouco proeminete, colênquima restrito à face abaxial, unidade vascular bicolateral e em arco e parênquima paliçádico. Cl=colênquima; Co=córtex; Es=estômatos; Ev=elemento de vaso; Fl=floema; Lt=laticíferos; Pp=parênquima paliçádico; Ra=raio; Tr=tricoma; Xi=xilema.

outras espécies de *Mandevilla* e outros gêneros da família (Metcalfe & Chalk 1950; Barros 1988; Appezzato-da-Glória & Estelita-Teixeira 1992; Appezzato-da-Glória & Estelita 1997). Ainda com relação às unidades vasculares, nestas foram observadas, apenas em *M. dardanoi* cxtensõcs de eélulas parenquimáticas até a epiderme de ambas as faces. Estas extensões foram citadas para outras espéeies do gênero e diversas plantas do cerrado (Morretes 1967, 1969; Ferraz & Soares 1988; Alves & Oliveira 1992). Segundo Dickison (2000) e Elias *et al.* (2003) as extensõcs de células parenquimáticas que envolvem os feixes vasculares podem melhorar a eondução, ampliando o contato entre as células do mesofilo e o sistema vascular.

Os testes microquímicos realizados nas folhas evidenciaram amido no córtex da nervura central e no mesofilo e substâncias lipídicas na maioria dos tecidos foliares. Compostos fenólicos foram observados em diferentes teeidos da folha, mas principalmente na primeira eamada do colênquima internamente a faee abaxial, na camada subepidérmica da região do limbo e no parênquima paliçádico. Esses compostos fenólicos foram também meneionados nesse órgão em outras espécies do gênero e da família (Ferraz & Soares 1988; Varanda *et al.* 1998).

Entre os aspeetos foliares considerados relevantes para plantas submetidas a condições de elevada radiação e estresse hídrico, estão

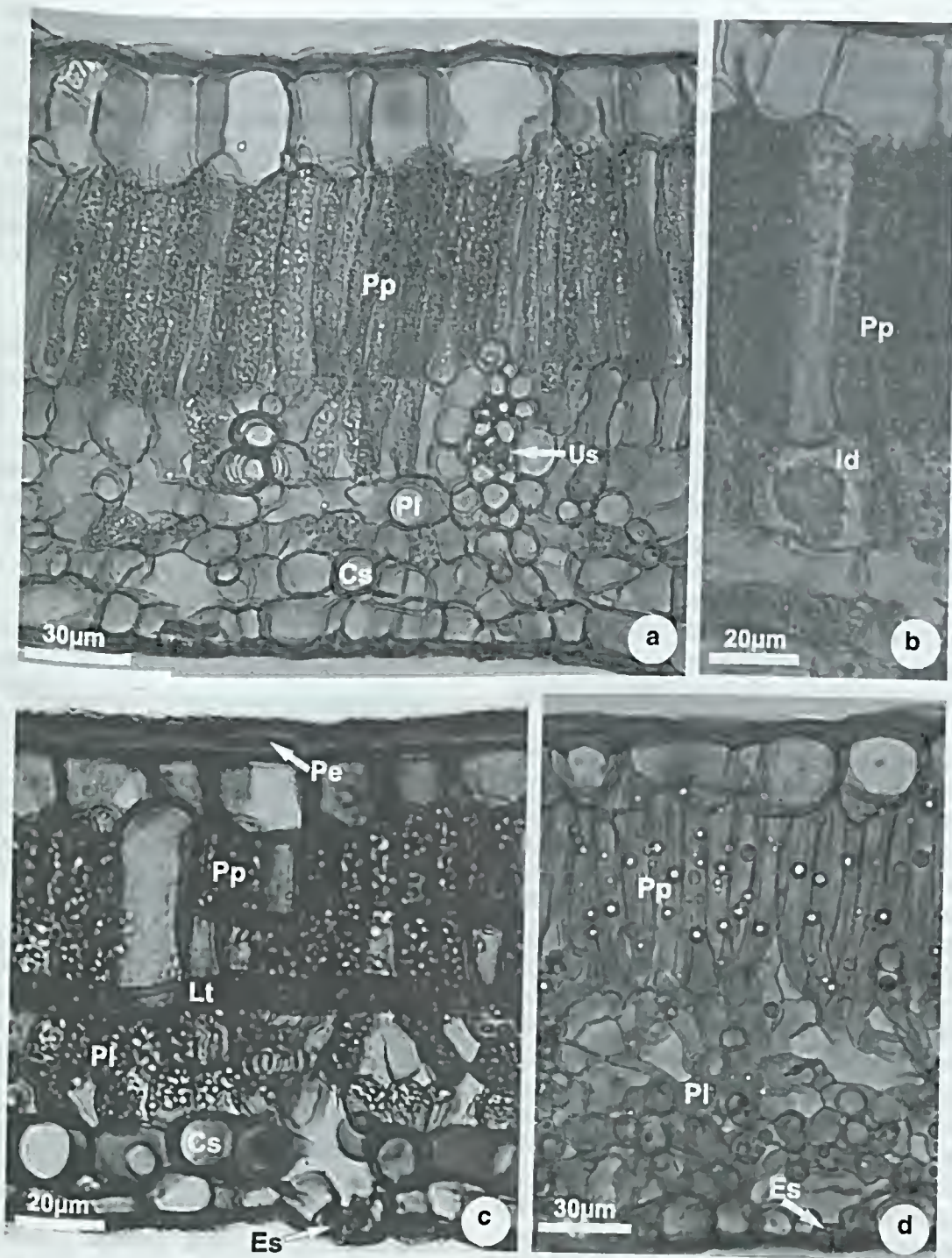



Figura 4 – Folha de espécies de *Mandevilla* em seção transversal do limbo foliar. a-b. *M. dardanoi* – a. visão geral mostrando parênquima paliçádico unisseriado, parênquima lacunoso com poucos espaços intercelulares, unidade vascular secundária colateral e camada subepidérmica; b. detalhe do limbo foliar com idioblasto com drusa. c. *M. scabra* destacando células epidérmicas com parede periclinal externa espessa na face adaxial, parênquima paliçádico com duas a três camadas, lacunoso compacto e estômatos com câmara subestomática inconspícua. d. *M. tenuifolia*, visão geral evidenciando o paliçádico unisseriado e o lacunoso com espaços intercelulares mais evidentes comparado com as demais espécies estudadas. Cs=camada subepidérmica; Es=estômatos; Id=idioblasto com drusa; Lt=laticíferos; Pe=perede periclinal externa; Pl=parênquima lacunso; Pp=parênquima paliçádico; Us=unidade vascular secundária.

a presença de folhas coriáceas com paredes espessas, colênquima e parênquima paliçádico bem desenvolvido, além do xilema com maior quantidade de fibras. Características essas mais marcantes em *M. dardanoi* e *M. scabra*. Relações positivas entre plantas perenes com folhas coriáceas e efêmeras com folhas delgadas foram encontradas por Silva *et al.* (2006). Folhas coriáceas conferem um suporte mecânico ao órgão evitando o colapso das células durante o período de dessecação (Fahn & Cutler 1992). Esse contexto poderia explicar a presença de folhas mais delgadas em *M. tenuifolia*, única entre as três estudadas a perder a parte aérea durante o período de estiagem. Outro aspecto interessante é a presença de raízes tuberosas em *M. dardanoi* e *M. tenuifolia* (Sales 1993; Sales *et al.* 2006), o que confere uma maior resistência ao estresse hídrico. O que não ocorre em *M. scabra*, espécie que apresenta caracteres xeromórficos mais marcantes que nas demais estudadas, como epiderme com paredes espessas, estrias epicuticulares, número de camadas de paliçádico entre outros.

De acordo com a classificação de Hickey (1973), o padrão de venação observado nas espécies aqui estudadas é do tipo camptódromo-broquidódromo, característica esta que junto à unidade vascular central do tipo bicolateral e mesofilo dorsiventral são comuns à família Apocynaceae (Ferraz & Pimenta 1988; Appezzato-da-Glória & Estelita-Teixeira 1992).

As populações das espécies estudadas, coletadas em diferentes inselbergues, não apresentam diferenças com relação às estruturas anatômicas observadas, mantendo as mesmas características. As espécies analisadas apesar de ocorrerem simpatricamente e, portanto submetidas a condições ambientais semelhantes, apresentam particularidades anatômicas exclusivas, que se mantiveram fixas mesmo na análise populacional, como a morfologia dos elementos de vaso, a espessura da cutícula, o tamanho proporcional da medula, a localização dos tricomas nas folhas, entre outros.

Algumas características anatômicas, como células epidérmicas com paredes espessas, cutícula estriada, presença de compostos fenólicos, colênquima, mesofilo compacto, cristais prismáticos e drusas, apesar de serem comuns na família, constituem caracteres indicados na resistência a condições de altas temperaturas, luminosidades e estresse hídrico, como os ocorrentes em inselbergues. Os dados anatômicos obtidos acrescentam informações sobre a vegetação dos inselbergues fornecendo subsídios para futuras abordagens ecológicas em plantas da família.

Agradecimentos

Ao CNPq pela bolsa concedida a primeira autora; à Dra. Angela Maria Miranda Freitas pelo auxílio na identificação das espécies; à Dra. Arlete Sales pela bibliografia indicada e aos membros do Laboratório de Morfo-Taxonomia Vegetal pela colaboração nas coletas e preciosas sugestões para o enriquecimento do trabalho.

Referências Bibliográficas

Alquimi, Y.; Bona, C.; Boeger, M. R. T.; Costa, C. V. & Barros, C. F. 2006. Epiderme. *In*: Appezzato-da-Glória, B. & Carmello-Guerreiro, S. M. (eds.). Anatomia vegetal. UFV, Viçosa. Pp. 87-108.

Alves, M. & Oliveira, A. S. 1992. Contribuição ao estudo dos aspectos morfológicos de *Mandevilla fragans* (Stadelm.) Woodson. Atas da Sociedade Botânica do Brasil 3(13): 101-106.

______ & Estelita, M. E. M. 1995. Caracteres anatômicos da propagação vegetativa de *Mandevilla illustris* (Vell.) Woodson e de *M. velutina* (Mart. *ex* Stadelm.) Woodson – Apocynaceae. Anais do 9º Congresso da Sociedade Botânica de São Paulo: 5-13.

______ & ______. 1997. Laticifer systems in *Mandevilla illustris* and *M. velutina* Apocynaceae. Acta Societatis Botanicorum Poloniae 66(3-4): 301-306.

______ & ______. 2000. The developmental anatomy of the subterranean system in *Mandevilla illustris* (Vell.) Woodson and *M. velutina* (Mart. *ex* Stadelm.) Woodson (Apocynaceae). Revista Brasileira de Botânica 23(1): 27-35.

Appezzato-da-Glória, B. & Estelita-Teixeira, M. E. 1992. Anatomia do sistema aéreo

vegetativo de *Mandevilla pohliana* (Stadelm.) A. Gentry (Apocynaceae). Hoehnea 19(1/2): 39-50.

Barros, C. F. 1986/88. *Himatanthus lancifolius* (Muell. Arg.) Woodson (Apocynaceae). Anatomia foliar. Rodriguésia 64/66(38/40): 25-31.

Bathlott, W; Gröger, A. & Porembski, S. 1993. Some remarks on the vegetation of tropical inselbergs: diversity and ecological differentiation. Biogeographica 69(3): 105-124.

Berlyn, G. & Miksche, J. 1976. Botanical microtechnique and cytochemistry. The Iowa State University Press. Ames, 326p.

Calixto, J. B.; Nicolau, M.; Trebien, H.; Henrique, M. G. O.; Weg, V. B.; Cordeiro, R. S. B. & Yunes, R. A. 1986. Antiedematogenic actions of a hydroalcoholic crude water-alcohol extract of *Mandevilla velutina*. Brazilian Journal of Medical and Biology Research 19(4-5): 575A.

Carlquist, S. 1991. Anatomy of vines and liana stems: a survey and sinthesis. *In*: The biology of vines. Cambridge University Press, Cambridge. Pp. 53-71.

Castro, M. M. & Machado, S. R. 2006. Células e tecidos secretores. *In*: Appezzato-da-Glória, B. & Carmello-Guerreiro, S. M. (eds.). Anatomia vegetal. UFV, Viçosa. Pp. 179-204.

Demarco, D.; Kinoshita, L. S. & Castro, M. M. 2006. Laticíferos articulados anastomosados – novos registros para Apocynaceae. Revista Brasileira de Botânica 29(1): 133-144.

Dickison, W. 2000. Integrative Plant Anatomy. Harcourt Academic Press, San Diego, 533p.

Elias, S. R. M.; Assis, R. M.; Stacciarini-Seraphin, E. & Rezende, M. H. 2003. Anatomia foliar em plantas jovens de *Solanum lycocarpum* A.St.-Hil. (Solanaceae). Revista Brasileira de Botânica 26(2): 169-174.

Fahn, A. & Cutler, D. 1992. Xerophytes. Gebrüder Borntraeger, Berlin, 176p.

Farrell, B. D.; Dussourd, D. E. & Mitter, C. 1991. Escalation of plant defense: do latex/resin canals spur plant diversification? American Naturalist 138(4): 881-900.

Ferraz, C. L. A. & Soares, R. V. 1988. Anatomia foliar de *Mandevilla funiformes* (Vell.) K. Schum (Apocynaceae). Bradea 5(12): 136-148.

______ & Pimenta, I. S. M. 1988. Anatomia foliar de *Aspidosperma pyricollum* Müll. Arg. (Apocynaceae). Bradea 10(5): 108-124.

Fjeell, I. 1983. Anatomy of the xeromorphic leaves of *Allamanda nerifolia*, *Thevetia peruviana* and *Vinca minor* (Apocynaceae). Nordic Journal of Botany 3(3): 383-392.

França, F.; Melo, E. & Santos, C. C. 1997. Flora de inselbergs da região de Milagres, Bahia, Brasil: I. Caracterização da vegetação e lista de espécies de dois inselbergues. Scitientibus 17(1): 163-184.

Franklin, G. 1945. Preparation of thin sections of synthetic resins and wood - resin composites and a new macerating method for wood. Nature 155(39): 51.

Gröger, A. & Barthlott, W. 1996. Biogeography and diversity of the inselbergs (Laja) vegetation of southern Venezuela. Biodiversity Letters 3(1): 165-179.

Hegarty, E. E. 1989. The climbers - lianes and vines. *In*: H. Lieth & M. J. A. Werger (eds.). Tropical rain forest ecossystems. Elsevier, Amsterdam. Pp. 339-353.

Hickey, L. J. 1973. Classification of the architecture of dicotyledons leaves. American Botany 60(1): 17-33.

Johansen, D. 1940. Plant microtechnique. McGraw-Hill, New York, 523p.

Klotz, L. H. Observations on diameters of vessels in stem of Palms. 1978. Principes 22(3): 99-106.

Kraus, J. & Arduin, M. 1997. Manual básico de métodos em morfologia vegetal. EDUR, Rio de Janeiro, 198p.

Löhne, C.; Machado, I. C.; Porembski, S.; Erbar, C. & Leins, P. 2004. Pollination biology of a *Mandevilla* species (Apocynaceae), characteristic of NE-Brazilian inselbergs vegetation. Botanische Jahrbücher für Systematik 125(1): 229-243.

Meirelles, S. T.; Pivello, V. R. & Joly, C. A. 1999. The vegetation of granite rock outcrops in Rio de Janeiro, Brazil, and the need for

its protection. Environmental Conservation 26(1): 10-20.

Metcalfe, C. & Chalk, L. 1950. Anatomy of the dicotyledons. v. II. Claredon Press, Oxford, 1500p.

Metcalfe, C. & Chalk, L. 1979. Anatomy of the dicotyledons. v. I. Claredon Press, Oxford, 276p.

Morales, J. F. 1998. A synopsis of the genus *Mandevilla* (Apocynaceae) in Mexico and Central America. Brittonia 50(2): 214-232.

Morretes, B. L. 1967. Contribuição ao estudo da anatomia das folhas de plantas do cerrado II. Boletim da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade de São Paulo 243(16): 7-70.

Morretes, B. L. 1969. Contribuição ao estudo da anatomia das folhas de plantas do cerrado III. Boletim da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de São Paulo 331(24): 9-31.

Porembski, S.; Martinelli, G.; Ohlemüller, R. & Barthlott, W. 1998. Diversity and ecology of saxicolous vegetation mats on inselbergs in the Brazilian Atlantic rainforest. Diversity and Distributions 4(3): 107-119.

Purvis, M.; Collier, D. & Walls, D. 1964. Laboratory techniques in botany. Butterworths, London, 371p.

Rodal, M. J. N.; Sales, M. F.; Silva, M. J. & Silva, A. G. 2005. Flora de um brejo de Altitude na escarpa oriental do planalto da Borborema, Pernambuco, Brasil. Acta Botanica Brasílica 19(4): 843-858.

Sales, M. F. 1993. Estudos taxonômicos de *Mandevilla* Lindley subgênero *Mandevilla* (Apocynaceae) no Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 412p.

______; Kinoshita, L. S. & Simões, A. 2006. Eigth new species of *Mandevilla* Lindley (Apocynaceae: Apocynoideae) from Brazil. Novon 16(1): 112-128.

Santos, M. D. & Blatt, C. T. T. 1998. Teor de flavonóides e fenóis totais em folhas de *Pyrostegia venusta* Miers. de mata e de cerrado. Revista Brasileira de Botânica 21(2): 135-140.

Sass, J. 1951. Botanical microtechnique. The Iowa State College Press, Ames, 391p.

Silva, I. V.; Meira, R. M. S. A.; Azevedo, A. A. & Euclydes, R. M. A. 2006. Estratégias anatômicas foliares de treze espécies de Orchidaceae ocorrentes em um campo de altitude no Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (PESB) – MG, Brasil. Acta Botanica Brasilica 20(3): 741-750.

Simões, A. O.; Endress, M. E.; Niet, ven der T.; Kinoshita, L. S. & Conti, E. 2004. Tribal and intergeneric relationships of Mesechiteae (Apocynoideae, Apocynaceae): evidence from three noncoding plastid DNA regions and morphology. American Journal of Botany 91(9): 1409-1418.

Simpson, M. G. 2006. Plant systematics. Elsevier Academic Press, California, 590p.

Souza, V. C. & Lorenzi, H. 2005. Botânica sistemática: Guia ilustrado para identificação das famílias de Angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II. Instituto Plantarum, Nova Odessa, 640p.

Stevens, P. F. 2001 onwards. Angiosperm Phylogeny Website. Versão 7. Acessado em 15/02/2008 <http://www.mobot.org/MOBOT/research/Apweb>.

Szarzynski, J. 2000. Xeric Islands: Environmental conditions on Inselbergs. *In*: Porembisk, S. & Bathlott, W. (eds.). Inselbergs: biotic diversity of isolated rock outcrops in tropical and temperate regions. Ecological studies 146(1): 37-47.

Varanda, E. M.; Ricci, C. V. & Brasil, I. M. 1998. Espécies congenéricas da mata e do cerrado: teor de proteínas e compostos fenólicos. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 17(1): 25-30.

Woodson, R. E. 1933. Studies in the Apocynaceae IV. The American genera of Echitoideae. Annals of Missouri Botanical Garden 20(4): 605-627.

Zanenga-Godoy, R. & Costa, C. G. 2003. Anatomia foliar de quatro espécies do gênero *Cattleya* Lindl. (Orchidaceae) do Planalto Central Brasileiro. Acta Botanica Brasilica 17(1): 101-118.

Melastomataceae no Parque Nacional do Itatiaia, Sudeste do Brasil: tribos Bertolonieae e Merianieae

Felipe Fajardo Villela A. Barberena[1], *José Fernando A. Baumgratz*[2] & *Berenice Chiavegatto*[3]

Resumo

(Melastomataceae no Parque Nacional do Itatiaia, Sudeste do Brasil: tribos Bertolonieae e Merianieae) Realizou-se o estudo taxonômico de Melastomataceae, tribos Bertolonieae e Merianieae, no Parque Nacional do Itatiaia, situado entre os limites dos estados do Rio de Janeiro e Minas Gerais. Identificaram-se quatro espécies pertencentes a quatro gêneros – *Bertolonia*, *Behuria*, *Huberia* e *Meriania*. São apresentadas chaves analíticas para identificação de todos os gêneros ocorrentes no Parque e das espécies estudadas, bem como descrições, ilustrações, dados de distribuição geográfica e comentários sobre características morfológicas e particularidades do ambiente.

Palavras-chave: campos de altitude, flora, Mata Atlântica, taxonomia, Unidade de Conservação, florística.

Abstract

(Melastomataceae in the Itatiaia National Park, Southeastern Brazil: tribes Bertolonieae e Merianieae) The taxonomic study of the tribes Bertolonieae and Merianieae (Melastomataceae) in the Itatiaia National Park is presented. This conservation unit is located between Rio de Janeiro and Minas Gerais states, where one species of each *Bertolonia*, *Behuria*, *Huberia* and *Meriania* were found. Identification keys of all the Melastomataceae genera found within this area and for those species studied in detail are presented, accompanied by descriptions, illustrations, geographical distribution data and comments about morphological characteristics and habitat notes.

Key words: high altitude fields, flora, Atlantic Forest, taxonomy, Conservation Unit, floristics.

Introdução

As Melastomataceae figuram entre as famílias mais numerosas de Angiospermae e têm expressiva diversidade no estado do Rio de Janeiro, sendo estimados 27 gêneros e mais de 300 espécies, que são encontradas desde restingas até florestas pluviais alto-montanas, incluindo os campos de altitude (Baumgratz *et al.* 2006, 2007). Também para formações de Mata Atlântica tem sido apontada como uma família com significativa riqueza de espécies, alcançando liderança numérica em algumas regiões montanhosas (Rizzini 1954; Brade 1956; Martinelli *et al.* 1989; M.Lima & Guedes-Bruni 1994; H.Lima & Guedes-Bruni 1997; Baumgratz *et al.* 2006, 2007; Pereira *et al.* 2006).

Estudos florístico-taxonômicos sobre Melastomataceae na flora fluminense ainda são escassos e, nesse contexto, podem ser destacados os trabalhos de Brade (1956), Pereira (1961a, b, 1964, 1966) e Baumgratz (1980, 1982, 1984), mas que se mostram desatualizados e restritos a determinado município ou grupo taxonômico. Inventários florísticos também se mostram desatualizados ou específicos a determinadas áreas, apresentando listagens de espécies, comentários sobre particularidades morfológicas e ecológicas, indicação de ocorrência em Unidades de Conservação (UCs) e/ou documentação em coleções de herbários (Rizzini 1954; Brade 1956; Santos 1976; Oliveira *et al.* 1995; Baumgratz 1996, 1997a, b; Baumgratz *et al.* 2006, 2007; Pereira *et al.* 2006).

Nesse estado, embora remanescentes vegetacionais estejam bem preservados em UCs, as riquezas florísticas são ainda pouco conhecidas. Desse modo, inventários são prioritários nessas regiões, bem como estudos taxonômicos dos

Artigo recebido em 11/2007. Aceito para publicação em 03/2008.

[1,2,3]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[1]Mestrando da Escola Nacional de Botânica Tropical/JBRJ. fbarberena@jbrj.gov.br
[2]Pesquisador Titular; Bolsista de Produtividade CNPq. jbaumgra@jbrj.gov.br
[3]Doutoranda do JBRJ; Bolsista CAPES. berechiavegatto@jbrj.gov.br

diversos grupos botânicos, principalmente daqueles numericamente expressivos, como as Melastomataceae (Baumgratz *et al.* 2006).

Várias dessas UCs abrangem regiões montanhosas das Serras do Mar e da Mantiqueira, cujas formações florestais mais preservadas situam-se em elevadas altitudes e em áreas de difícil acesso. Florestas montanas ainda são desconhecidas e se mantêm entre as mais ameaçadas dos trópicos, além de haver importantes nascentes essenciais ao abastecimento hídrico e a fauna locais (Gentry 1995; Pereira *et al.* 2006).

O maciço do Itatiaia, situado na Serra da Mantiqueira, possui uma rica e densa cobertura florestal que vem sendo explorada por naturalistas brasileiros e estrangeiros desde séculos passados, possuindo uma rica flora arbórea na floresta ombrófila densa no Sudeste do Brasil (Pereira *et al.* 2006; Morim & Barroso 2007). E exatamente nessa região, criou-se a primeira UC do Brasil, em 1937, o Parque Nacional do Itatiaia (PARNA Itatiaia). Nestes artigos, os autores assinalam que as florestas dessa unidade são ainda muito pouco conhecidas, o que estimula o desenvolvimento de novos estudos sobre a flora local.

Os primeiros dados sobre Melastomataceae no PARNA Itatiaia são apresentados por Dusén (1955) e Brade (1956) e se mostram importantes para a região, pois abordam a origem, estrutura e composição da flora de diferentes fitofisionomias, além de listarem e descreverem novas espécies. Por outro lado, informações recentes sobre essa família se restringem a estudos taxonômicos de revisão, como os de A.Martins (1989), Baumgratz (1990, 2004), E. Martins (1997), Guimarães (1997), Kloschsinske (1997), Souza (1998), Goldemberg (2000) e Tavares (2005). Já Martinelli *et al.* (1989), abordando os campos de altitude no Sudeste do Brasil, assinalam que Melastomataceae e Orchidaceae, no PARNA Itatiaia, são as famílias mais numerosas, depois de Asteraceae.

Recentemente, Pereira *et al.* (2006) ressaltam a importância dessa família como uma das mais numerosas em espécies no compartimento arbóreo de cinco remanescentes florestais do maciço do Itatiaia, além de *Miconia* e *Tibouchina* serem os mais expressivos nessa região. Comentam que não só essa riqueza relativa de espécies como táxons destes dois gêneros e um de *Trembleya* têm sido considerados como indicadores de florestas atlânticas de maiores altitudes do Sudeste do Brasil e até mesmo do Neotrópico. Aspectos semelhantes da riqueza e importância de Melastomataceae em florestas andinas e nebulares são mencionados por Gentry (1995), Webster (1995) e Baumgratz *et al.* (2007).

Baumgratz (2007) aborda a diversidade taxonômica das Melastomataceae no PARNA Itatiaia, descrevendo, de modo geral, a distribuição do grupo nas fitofisionomias florestais e faixas altitudinais. Destaca a variada morfologia floral e frutífera, com inúmeras formas associadas a diferentes matizes de cores, constituindo importantes atributos dessas plantas no ecossistema local.

Desse modo, objetiva-se atualizar o conhecimento taxonômico dessa família no PARNA Itatiaia, abordando-se nesse trabalho quatro gêneros pertencentes a duas tribos – *Bertolonia* (Bertolonieae) e *Behuria*, *Huberia* e *Meriania* (Merianieae). Apresenta-se uma chave analítica para identificação de todos os gêneros encontrados nessa UC e uma outra para o reconhecimento das quatro espécies estudadas, com descrições, ilustrações, dados de distribuição geográfica e particularidades destas espécies no ambiente. Além disso, espera-se contribuir para o conhecimento do grupo na flora do estado do Rio de Janeiro e fornecer subsídios para ações de conservação e recuperação de áreas nessa UC.

Material e Métodos

O PARNA Itatiaia, com uma área de ca. 30.000 ha, situa-se no sudoeste do estado do Rio de Janeiro, nos municípios de Resende e Itatiaia, e ao sul de Minas Gerais, em Itamonte e Bocaina de Minas. Integra a cadeia montanhosa e interiorana da Serra da Mantiqueira, no Maciço de Itatiaia, entre 816 m de altitude, na parte sul e com matas de encosta, até 2.787 m, nas partes mais acidentadas do relevo (Martinelli 1989; Morim 2006; Morim & Barroso 2007).

Integrado no domínio Mata Atlântica, constitui um centro de diversidade e endemismo no Neotrópico, estando representado por formações florestais e campestres, onde a família Melastomataceae tem sido destacada pela riqueza de espécies (Brade 1956; Martinelli 1989; Baumgratz 2007).

A vegetação no PARNA Itatiaia é caracterizada como do tipo Floresta Ombrófila Densa, sendo reconhecidas três formações com base na altitude: Submontana, Montana e Alto-montana ou mata nebular (Veloso *et al.* 1991). Nesta cota altitudinal destacam-se também os campos de altitude, pela peculiar fitofisionomia da paisagem com afloramentos rochosos, com base em Martinelli *et al.* (1989).

As características fisiográficas do PARNA Itatiaia citadas no texto baseiam-se no trabalho de Morim (2006).

Realizou-se o levantamento dos táxons em literatura, no herbário RB e nas bases de dados da Diretoria de Pesquisa Científica e do Programa Mata Atlântica (PMA), do JBRJ, cujos dados foram revistos pelos autores. As siglas dos herbários citadas no texto seguem Holmgren *et al.* (1990).

As circunscrições das tribos estudadas seguem Baumgratz *et al.* (2007), que se basearam nas proposições classificatórias de Renner (1993) e Clausing & Renner (2001) para a família Melastomataceae.

Adotaram-se os conceitos de Radford *et al.* (1974) para as caracterizações morfológicas, de Baumgratz (1985), para tipificação dos frutos e formas das sementes, e de Veloso *et al.* (1991), para os tipos de vegetação.

Realizaram-se recentes expedições a campo, percorrendo-se diversas trilhas em diferentes altitudes e fitofisionomias para coleta de amostras férteis. Procederam-se técnicas usuais de herborização do material botânico e posterior inclusão dos exemplares no herbário RB. Amostras de partes vegetativas e florais também foram fixadas em álcool a 70%, para análise em laboratório. Na análise das amostras e realização das ilustrações utilizou-se microscópio estereoscópio acoplado à câmara clara.

Resultados e Discussão

Melastomataceae Juss.

Árvores, arbustos ou subarbustos, às vezes ervas ou epífitas. Indumento variado em partes vegetativas e florais, tricomas simples e ramificados, glandulares ou não. Folhas simples, decussadas, pecioladas; nervuras acródromas basais ou suprabasais. Inflorescências de tipos variados, terminais, axilares ou pseudo-axilares; brácteas e profilos freqüentemente presentes. Flores períginas a epíginas. Hipanto persistente, raro ausente na frutificação (*Bertolonia*); zona do disco glabra ou pilosa. Cálice de prefloração regular ou irregularmente valvar, persistente ou caduco. Corola de prefloração torcida, pétalas alvas, alvo-rosadas, lilases ou purpúreas, livres. Estames infletidos no botão floral, iguais ou desiguais na forma e/ou tamanho, anteras retilíneas ou curvas a falciformes, poricidas, às vezes poro prolongando-se como uma rima, conectivo prolongado ou não abaixo das tecas, inapendiculado ou apêndice dorsal ou ventral. Ovário livre ou adnato ao hipanto, geralmente 3–5-locular, usualmente multiovulado, placentação axilar. Frutos carnosos (bacídios ou bacáceos) ou secos (cápsulas loculicidas, ruptídios, bertolonídios ou velatídios), polispérmicos ou oligospérmicos. Sementes obtriangulares, obovadas, ovadas ou cocleares, raro aladas.

As tribos no PARNA Itatiaia

O levantamento realizado na literatura e no herbário RB indica a ocorrência de 15 gêneros e cerca de 123 espécies de Melastomataceae no PARNA Itatiaia, destacando *Leandra*, *Tibouchina* e *Miconia* como os gêneros mais ricos em espécies e predominantes nas formações montanas. Esses táxons pertencem a cinco tribos, que, segundo Baumgratz *et al.* (2007), podem ser distintas por um conjunto de características morfológicas vegetativas, florais e frutíferas.

Bertolonieae Triana: Herbáceas. Inflorescências escorpióides. Estames dimórficos, subiguais em tamanho, com conectivo prolongado abaixo das tecas, inapendiculado ou com apêndice ventral ou dorsal. Frutos capsulares, obtriquetros. Sementes achatadas lateralmente, rostradas, não aladas, com testa tuberculada e papilosa. (*Bertolonia* – 1 sp.).

Merianieae Triana: Estames dimórficos, desiguais ou de dois tamanhos, com conectivo geralmente não prolongado abaixo das tecas, às vezes inconspícuamente prolongado, com apêndice dorsal, raro inapendiculado. Frutos capsulares, nunca obtriquetras. Sementes achatadas dorso-ventralmente ou lateralmente, obtriangulares, cuneadas, lineares, oblongas, elípticas ou obovadas, aladas ou não, raro rostradas, testa áspera a granulada. (*Behuria*, *Huberia* e *Meriania* – 1 sp. cada).

Melastomeae L.: Estames dimórficos, de dois tamanhos, com o conectivo nitidamente prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral. Frutos capsulares, nunca obtriquetros. Ovário com tricomas persistentes. Sementes levemente achatadas lateralmente, cocleares, às vezes oblongas e curvas para o ápice, não rostradas, com testa granulosa, papilosa, reticulada ou reticulado-foveolada. (*Acisanthera* – 1 sp.; *Trembleya* – 3 spp.; *Tibouchina* – 34 spp.).

Miconieae DC.: Estames isomórficos ou subisomórficos, em geral iguais ou subiguais no tamanho, com conectivo curtamente ou não prolongado abaixo das tecas, inapendiculado ou com apêndice dorsal, formando ou não projeções ventrais. Frutos carnosos. Sementes freqüentemente obpiramidais, com testa papilosa, granulosa ou aparentemente psilada. (*Clidemia* – 3 spp.; *Henriettella* – 1 sp.; *Leandra* – 40 spp.; *Miconia* – 28 spp.; *Ossaea* – 3 spp.).

Microlicieae Triana: Subarbustos a arbustos freqüentemente micrófilos. Estames dimórficos, de dois tamanhos, com o conectivo nitidamente prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral. Ovário glabro ou piloso. Frutos capsulares, nunca obtriquetros. Sementes achatadas lateralmente, retilíneas a levemente curvas, oblongas ou ovado-obovadas, não rostradas, raro levemente aladas, testa foveolada. (*Chaetostoma*, *Microlicia* e *Lavoisiera* – 2 spp. cada).

Chave para identificação dos gêneros de Melastomataceae no PARNA Itatiaia

1. Cálice unilobado, laciniado ou raro truncado, neste caso, lacínias formando uma bainha sinuosa pós-antese, ou cálice inconspícuo-bilobado, irregularmente endenteado (lobos externos reduzidos a dentículos punctiformes ou mamilares); frutos capsulares.
   2. Flores pentâmeras.
      3. Folhas com nervuras paralelódromas; hipanto com uma série de emergências no ápice, abaixo das lacínias do cálice .... *Chaetostoma*
      3'. Folhas com nervuras acródromas; hipanto sem essa característica.
         4. Inflorescências em cimeiras escorpióides; cápsulas do tipo bertolonídio, obtriquetras .... *Bertolonia*
         4'. Inflorescências de outros tipos, não de cimeiras escorpióides; cápsulas de outros tipos, nunca bertolonídios, oblongas, ovadas ou elípticas.
            5. Lacínias do cálice inconspícuas, irregularmente endenteadas, formando uma bainha sinuosa; estames com apêndice do conectivo dorsal e a porção ascendente paralela à antera .... *Meriania*
            5'. Lacínias do cálice distintamente desenvolvidas, denteadas; estames com apêndice do conectivo ventral.
               6. Arbustos microfilos, cespitosos; indumento dos ramos glanduloso-granuloso; folhas sésseis, nervuras acródromas de desenvolvimento imperfeito .... *Microlicia*
               6'. Arbustos não microfilos nem cespitosos; indumento de outros tipos, não glanduloso-granuloso; folhas pecioladas, às vezes sésseis, nervuras acródromas de desenvolvimento perfeito.

7. Anteras oblongas, retilíneas, ápice estreitado, curto-rostrado; sementes oblongas, curvas para o ápice . ... *Trembleya*
7'. Anteras linear-subuladas, curvas a falciformes, ápice atenuado, não estreitado nem rostrado; sementes cocleares.
8. Estames com apêndice do conectivo bífido, projeções alongadas, digitiformes; ovário livre no interior do hipanto; cápsulas 3-valvares .... *Acisanthera*
8'. Estames com apêndice do conectivo bilobado a biauriculado; ovário parcialmente adnato ao hipanto; cápsulas 4–5-valvares..................................... *Tibouchina*
2'. Flores tetrâmeras ou hexâmeras.
9. Arvoretas ou árvores; flores tetrâmeras; sementes achatadas dorso-ventralmente.. .... *Huberia*
9'. Subarbustos ou arbustos; flores hexâmeras; sementes achatadas lateralmente.
10. Flores reunidas em inflorescências; estames com apêndice do conectivo dorsal; cápsulas deiscentes do ápice para a base .... *Behuria*
10'. Flores solitárias; estames com apêndice do conectivo ventral; cápsulas deiscentes da base para o ápice .... *Lavoisiera*
1'. Cálice bilobado, laciniado (lobos externos geralmente conspícuos, às vezes inconspícuos ou obsoletos e reduzidos a dentículos, não punctiformes nem mamilares); frutos carnosos.
12. Inflorescências axilares, dispostas em nós folhosos e/ou áfilos, neste caso, geralmente ao longo das porções inferiores dos ramos.
13. Árvores; inflorescências fasciculadas; cálice truncado a levemente ondulado......... .... *Henriettella*
13'. Arbustos; inflorescências não em fascículos; cálice distinto laciniado, não truncado nem ondulado .... *Ossaea*
12'. Inflorescências terminais e/ou pseudo-axilares, raro axilares em nós folhosos das extremidades dos ramos.
14. Botões florais e pétalas de ápice agudo a acuminado (lobos externos do cálice maiores que os internos) .... *Leandra*
14'. Botões florais de ápice obtuso e/ou arredondado; pétalas com ápice arredondado ou assimetricamente emarginado ou retuso (lobos externos do cálice inconspícuos ou evidentes, neste caso, menores ou maiores que os internos).
15. Inflorescências terminais e pseudo-axilares, se também axilares, planta epífita; lobos externos do cálice maiores que os internos .... *Clidemia*
15'. Inflorescências freqüentemente terminais, às vezes axilares em nós folhosos das extremidades dos ramos e, neste caso, plantas arbóreas; lobos externos do cálice inconspícuos ou, se evidentes, menores que os internos .... *Miconia*

As tribos Bertolonieae e Merianieae no PARNA Itatiaia

Bertolonieae está representada apenas por *Bertolonia mosenii*, uma espécie encontrada em florestas úmidas das Regiões Sudeste e Sul do Brasil (Baumgratz 1990). Já Merianieae, representa-se por *Behuria parvifolia*, *Huberia nettoana* e *Meriania claussenii*, todas restritas à Região Sudeste. Enquanto a primeira espécie ocorre em campos de altitude, as demais são encontradas em formações florestais submontanas a alto-montanas (Baumgratz 2004; Tavares 2005; Baumgratz *et al.* 2007).

Chave para identificação das espécies das tribos Merianieae e Bertolonieae no PARNA Itatiaia

1. Ervas; inflorescências escorpióides .... *Bertolonia mosenii*
1'. Arbustos, arvoretas ou árvores; inflorescências não escorpióides.
   2. Folhas com 3 nervuras acródromas, domácias marsupiformes na face adaxial; flores 4-meras; hipanto 8-costado .... *Huberia nettoana*
   2'. Folhas com 5 nervuras acródromas, domácias ausentes; flores 5- ou 6-meras; hipanto não costado.
      3. Arbustos; folhas de base arredondada; flores 6-meras .... *Behuria parvifolia*
      3'. Árvores; folhas de base aguda a cuneada ou atenuado-cuneada; flores 5-meras .... *Merianía claussenii*

Descrição dos táxons

Bertolonia mosenii Cogn., *in* Mart. & Eichl., Fl. bras. 14(4): 55. 1886. Fig. 1 a-e

Ervas 0,1–0,3 m alt., terrestres, às vezes epífitas ou rupícolas; indumento dos ramos e face adaxial das folhas e profilos glanduloso-pontuado e esparsa a moderadamente setuloso, tricomas geralmente caducos. Folhas com pecíolo 0,6–4,5 cm; lâmina 2,6–8,5 × 1,5–5 cm, discolor, face adaxial verde, abaxial vinosa, cartácea, ovada a elíptica, base e ápice agudos, margem serrada; 5 nervuras acródomas basais. Cimeiras escorpióides ou dicásios de cimeiras escorpióides 3,5–7 cm, terminais, pedunculadas; profilos presentes. Flores 5-meras; pedicelo 0,8–1,1 mm; hipanto 2–2,5 × 2,5–3,5 mm, campanulado, costado, desprovido de emergências no ápice; zona do disco papilosa; cálice unilobado, laciniado, tubo 0,4–0,5 mm, lacínias 0,4–1 × 0,6–0,8 mm, eretas, triangulares a largamente ovadas, margem inteira a sinuosa; pétalas 6,5–7 × 3 mm, alvas, obovadas, ápice agudo, margem inteira, glabras; estames isomórficos, filetes 2,3–2,5 mm, anteras 1,5–2 mm, cremes, curvas, biporosas, poros dorsais, conectivo levemente prolongado, apêndice 0,3–0,4 mm, dorsal, filiforme-subulado; ovário livre no interior do hipanto, ca. 2 × 1,8–2 mm, prolongamento apical trilobado, 3-locular, glabro; estilete ca. 5,5 mm, alvo, pubescente-glanduloso na base; estigma capitado. Bertolonídios 4–7 × 4–9 mm, obtriquetras; sementes 0,5–0,8 mm, achatadas lateralmente, obovadas, unilateralmente rostradas no ápice, testa tuberculada.

Material examinado: 13.XII.1935, fl. e fr., *P. Campos Porto 2838* (RB); 25.II.1936, fl. e fr., *A. C. Brade 15068* (RB); 13.I.1943, fl., *J. J. Sampaio 1068* (RB); 15.II.1945, fl. e fr., *A. C. Brade 17447* (RB); II.1948, fl. e fr., *A. C. Brade s.n.* (RB 62185); 28.IV.1962, fl., *A. Castellanos 23369* (GUA); 15.IX.1994, fl. e fr., *R. Guedes et al. 2477* (RB); 22.VI.1995, fl., *J. M. Braga et al. 2481* (RB); 8.XI.1995, fl., *J. M. Braga et al. 2979* (RB); 6.II.2007, fr., *J. F. A. Baumgratz et al. 913* (RB).

Ocorre em Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina (Baumgratz 1990). No PARNA Itatiaia é encontrada entre 700 e 1.200 m de altitude, em floresta montana de encosta, em ambientes sombreados e úmidos geralmente próximos do rio Campo Belo, do Lago Azul e em trechos da trilha para cachoeira Itaporani. Brade (1956) assinala que essa espécie, na área de estudo, ocorre em mata higrófila subtropical.

Behuria parvifolia Cogn., *in* Mart. & Eichl., Fl. bras. 14(4): 12-13, t. 2, fig. 2. 1886. Fig. 1 f-k

Arbustos ca. 1,5 m alt.; indumento glanduloso–pontuado e também setuloso-glanduloso nos ramos, pedicelo, hipanto e cálice, tricomas caducos ou não, e pubescente-glanduloso nos pecíolos, face abaxial das folhas, hipanto e cálice. Folhas com pecíolo 0,2–0,5 cm; lâmina 1,4–4 × 0,5–2,3 cm, cartácea, ovada a elíptica, base arredondada, ápice agudo a acuminado, margem serrada; 5 nervuras acródromas 1–1,5 mm suprabasais; domácias ausentes. Dicásios compostos 3,5–5,5 cm, não escorpióides, terminais, pedunculados; brácteas e profilos presentes. Flores 6-meras;

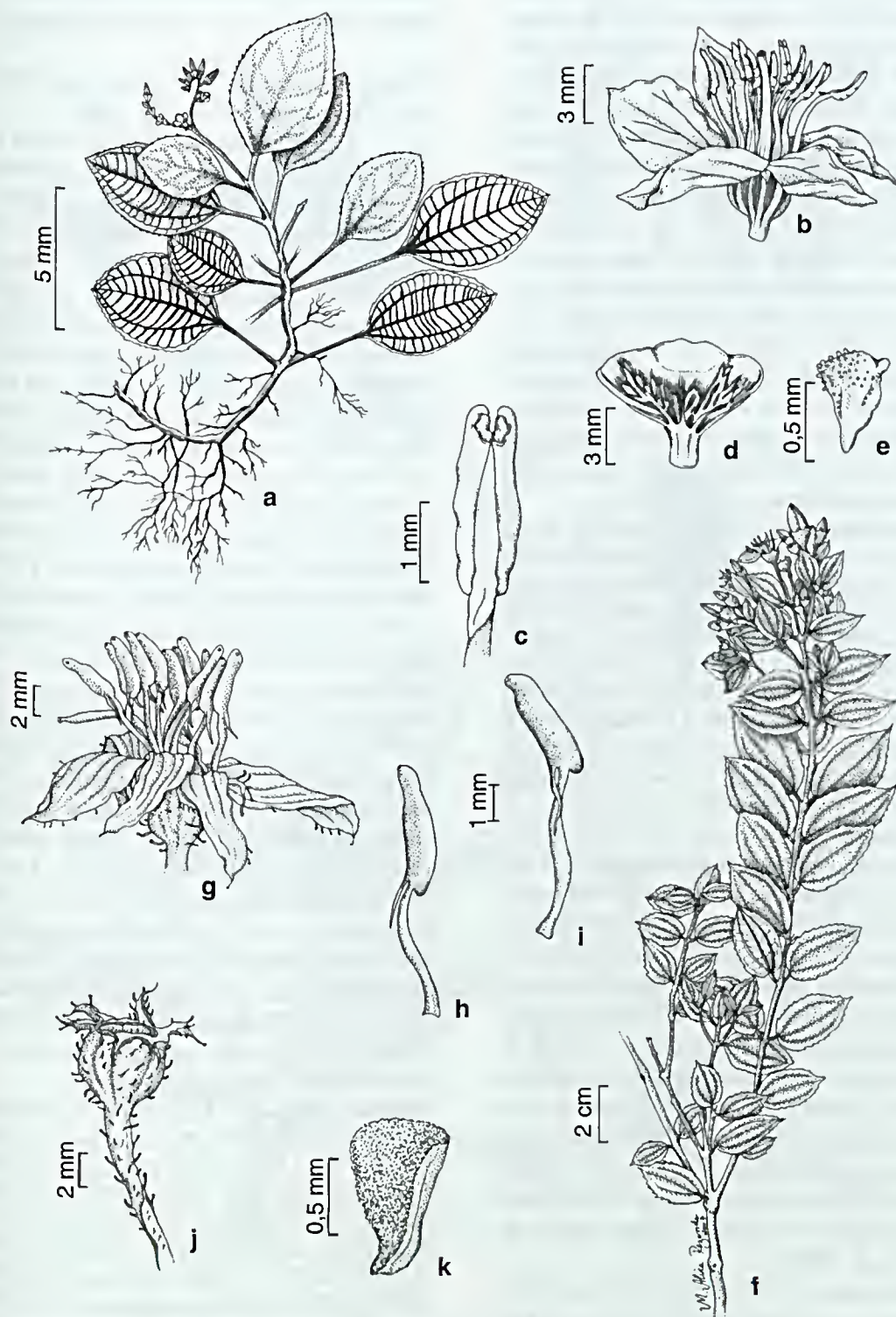



Figura 1 – *Bertolonia mosenii* Cogn. – a. hábito; b. flor; c. estame; d. bertolonídio; e. semente (*Guedes 2477*). *Behuria parvifolia* Cogn. – f. ramo florífero; g. flor; h-i. estames antepétalo e ante-sépalo, respectivamente; j. velatídio; k. semente (*Eiten 6579*).

pedicelo 3–5 mm; hipanto ca. 3 × 3,5–4 mm, campanulado, não costado; zona do disco glabra; cálice unilobado, laciniado, tubo ca. 0,4 mm, lacínias 1,5–3 × 0,5–0,8 mm, reflexas, triangulares, margem inteira; pétalas 10–11 × 3,5–4 mm, alvas, face dorsal rosada nos bordos, obovadas, ápice agudo, margem ciliado-glandulosa para o ápice; estames amarelos, subiguais em tamanho, filetes 7,5–9,8 cm, anteras 3,2–4,3 mm, oblongas, poro terminal, conectivo inconspicuamente prolongado, apêndice 2,5–3,2 mm, dorsal, linear-subulado; ovário 2/3-livres, 2–2,5 × 2–2,5 mm, 4-locular, pubescente-glanduloso; estilete 10–11 mm, alvo-amarelado. Velatídios 4–5 × 4–5,5 mm, globosos, polispérmicos; sementes 1–1,5 mm, achatadas lateralmente, obtriangulares, aladas, alas estreitas, revolutas, testa áspera.

Material examinado: 27.XII.1895, fl. e fr., *E. Ule s.n.* (R 167042); 31.V.1902, fl., *P. Dusen 409* (R); XI.1903, fl., *C. Moreira 8* (R); 1915, fl., *P. Campos Porto 183* (RB, SP); 31.I.1935, fl., *P. Campos Porto 2720* (RB, US); 22-28.XI.1938, fl., *F. Markgraf & A. C. Brade 3711* (RB, US); 10.XII.1942, fl. e fr., *E. Pereira s.n.* (HB 6156); 23.VI.1943, fl. e fr., *S. Vianna s.n.* (RFA 22995); XI.1952, fl. e fr., *F. Markgraf & A. C. Brade 21274* (NY, RB, US); 4.IX.1965, fl. e fr., *G. Eiten et al. 6579* (K, SP, UB); 20.XI.1984, fl., *V. F. Ferreira 3652* (GUA); 8.XI.1993, fl. e fr., *R. Guedes et al. 2324* (RB).

Endêmica da Serra da Mantiqueira, ocorrendo nos estados do Rio de Janeiro, Minas Gerais e São Paulo, em florestas ombrófilas alto-montanas e em campos de altitude, entre 1.800–2.400 m de altitude (Tavares 2005). Foi recentemente coletada em mata nebular, a 1.790 m de altitude, na Serra do Ibitipoca, Minas Gerais, que integra o complexo da serra da Mantiqueira. Pode ser terrestre ou rupícola e no PARNA Itatiaia foi coletada na base do Pico das Agulhas Negras, Lagoa Bonita e em trechos da trilha entre Macieiras e Macena. Brade (1956) também assinala a ocorrência dessa espécie em campos abertos, acima de 2.000 m de altitude.

Tavares (2005) descreveu as folhas somente com forma elíptica, mas com base em um maior número de espécimes, pode-se observar que também são ovadas. Em relação aos estames, embora sejam subiguais em tamanho, dispõem-se de modo que os antessépalos são maiores que os antepétalos adjacentes.

Huberia nettoana Brade, Arch. Inst. Biol. Veg. 2(1): 13, est. 1, figs. 1-4. 1935.

Fig. 2 a-f

Arvoretas ou árvores 2–7 m alt.; indumento furfuráceo-glanduloso e, nas regiões intraxilares, viloso-glanduloso. Folhas com pecíolo 0,6–1,2 cm; lâmina 2,5–10 × 0,9–3 cm, papirácea, elíptica a oblonga, base agudo-decorrente ou curto-decorrente, ápice agudo a acuminado, margem inteira para a base e serrada para o ápice, ciliado-glandulosa; 3 nervuras acródromas 2–4 mm suprabasais; domácias marsupiformes, axilar-primárias, na face adaxial. Cimóides corimbosos 4–7 cm, não escorpióides, terminais, sésseis; brácteas e profilos presentes. Flores 4-meras; pedicelo 10–17 mm; hipanto 6,5–7 × 2,8–3 mm, campanulado, 8-costado; zona do disco glabra; cálice unilobado, laciniado, tubo 0,7–1 mm, lacínias 6–8 × 0,4–0,5 mm, estreito-triangulares, margem inteira; pétalas 12,5–14 × 5–6 mm, alvas, ovadas, assimétricas, ápice agudo, margem inteira; estames de 2 tamanhos, anteras amarelas, curvas, poro ventral, conectivo não prolongado, com apêndice dorsal, linear-subulado, antessépalos com filetes 6–8,5 mm, anteras 5–8 mm, conectivo com apêndice 1–2,5 mm, estames antepétalos com filetes 5–7 mm, anteras 4,5–7,5 mm, conectivo com apêndices 1,5–2,5 mm; ovário 2/3-livres, 4,5–4,7 × 2–2,2 mm, 4-locular, glabro, ápice curtamente prolongado; estilete 6,5–13 mm, alvo-amarelado, estigma capitado. Ruptídios 27–32 × 7–11 mm; sementes 5–6 mm, achatadas dorso-ventralmente, aladas, lineares a estreitamente obovadas ou ovadas.

Material examinado: 14.I.1936, fl. e fr., *P. Campos Porto 2821* (RB); I.1939, fl., *L. Lanstyak 256* (MO, NY, RB, US); 1.II.1965, fl., *E. Pereira 9819* (F, HB, K, M); 31.I.1966, fl., *S. Andrade 739* (RB); I.1987, fl., *A. Salino 59* (SPF); 26.I.1994, fl. e fr., *J. F. A. Baumgratz et al. 651, 652, 652A* (FLOR, RB, SPF); 8.VIII.1996, fr., *S. J. Silva Neto et al. 749* (RB); 6.II.2007, fl. e fr., *J.F.A. Baumgratz et al. 923* (RB).

Ocorre nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo, restrita às Serras do Mar e da Mantiqueira (Baumgratz 2004). Foi recentemente coletada em formação florestal

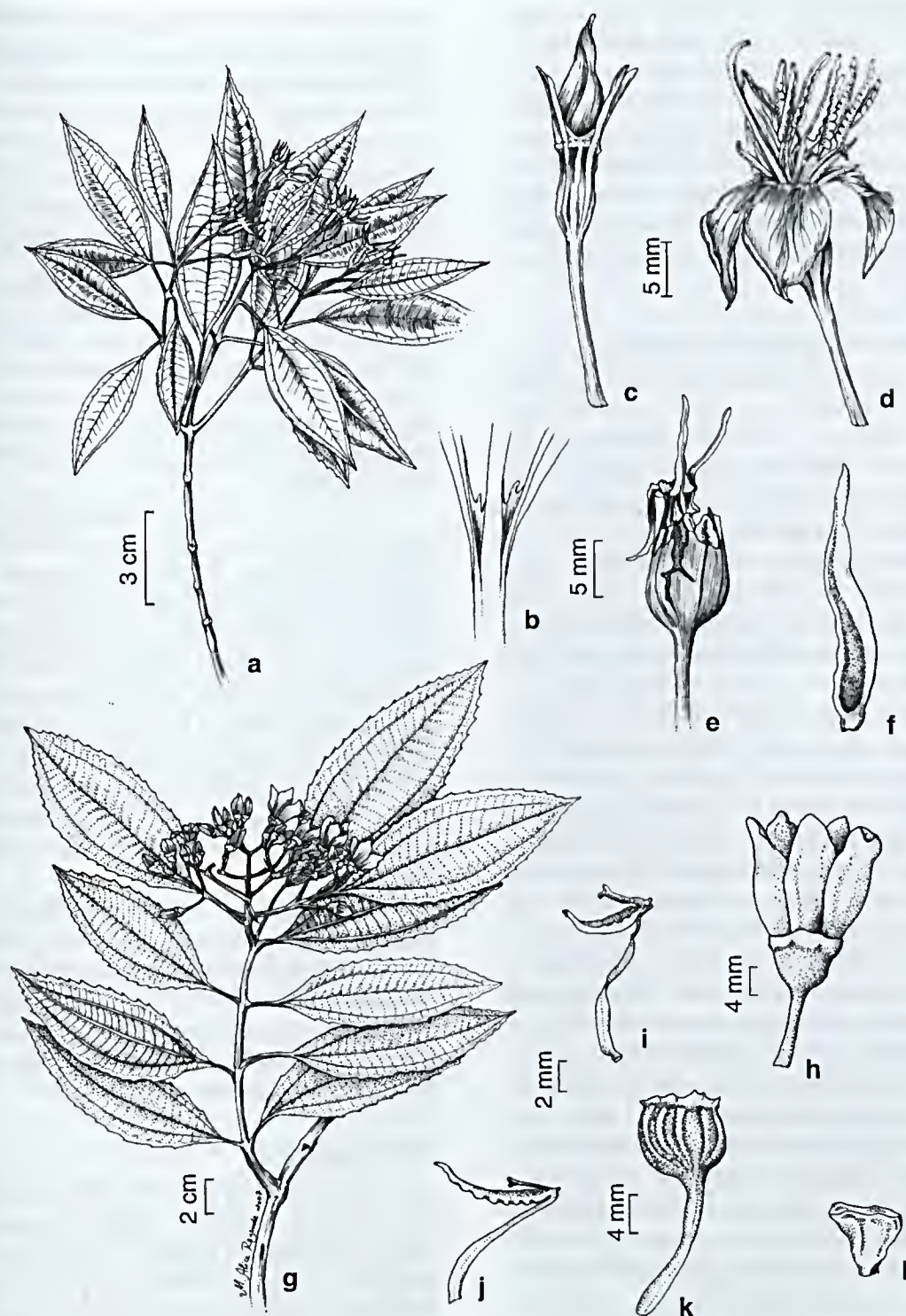



Figura 2 – *Huberia nettoana* Brade – a. ramo frutífero; b. detalhe da face abaxial da folha evidenciando a base agudo-decorrente e as domácias; c. botão floral; d. flor; e. ruptídio; f. semente (*Baumgratz 651*). *Meriania claussenii* (Naudin) Triana – g. ramo florífero; h. flor; i-j. estames antepétalo e ante-sépalo, respectivamente; k. velatídio; l. semente (*Andrade 516*).

de altitude na Serra do Ibitipoca, Minas Gerais, que integra o complexo da serra da Mantiqueira. No PARNA Itatiaia tem sido encontrada entre 1.600 a 2.300 m de altitude, em áreas da Serra Negra, Garganta do Registro e na estrada Registro para o Planalto, além de áreas alteradas por atividades antrópicas. Brade (1956) assinala a ocorrência dessa espécie tanto na Serra Negra quanto na porção noroeste do maciço.

Meriania claussenii (Naudin) Triana, Trans. Linn. Soc. Bot. 28(1): 66, tab.5, fig. 55i. 1871.
Fig. 2 g-l

Árvores 5–15 m alt.; indumento das folhas e inflorescências esparsamente dentrítico-furfuráceo, tricomas muito cedo caducos. Folhas com pecíolo 1,8–5,1 cm; lâmina 8–13,7(–21) × 3,8–5(–8,5) cm, rígido-membranácea, ovada a estreito-elíptica, base aguda a cuneada ou atenuado-cuneada, ápice agudo a acuminado, margem inteira para a base e serrada para o ápice, às vezes obscuro-serrulada para o ápice; 5 nervuras acródromas, as mais internas 2–10 mm suprabasais; domácias ausentes. Tirsóides, cimóides de umbelas ou tríades, 5–7 cm, não escorpióides, terminais ou pseudo-axilares, pedunculados; brácteas e profilos presentes. Flores 5-meras; pedicelo 5–10 mm; hipanto 4–4,2 mm, campanulado, não costado, desprovido de emergências no ápice; zona do disco glabra; cálice inconspícuo-bilobado, irregularmente endenteado, formando uma bainha sinuosa, persistente, lacínias inconspícuas, lobos externos reduzidos a dentículos punctiformes ou mamilares; pétalas 4–16 × 7–9 mm, alvas, obovadas, ápice arredondado, margem inteira; estames desiguais em tamanho, filetes alvos, anteras linear-subuladas, extrorsamente curvas a falciformes, uniporadas, conectivo alaranjado, inconspicuamente prolongado, apêndice dorsal, porção ascendente paralela à antera, capitado-bilobada, porção basal 0,2–0,4 mm, bilobulada, ante-sépalos com filetes 8–11 mm, anteras 3,5–5 mm, roxo-lilases, poro terminal-ventral, porção ascendente do apêndice 2–2,5 mm, antepétalos com filetes 6,5–7,5 mm, anteras 4,3–4,5 mm, alvo-amareladas, poro dorsal, porção ascendente do apêndice ca. 3 mm; ovário 2/3-livres, ca. 3,5 × 3,5 mm, róseo-lilás, 5-locular; estilete 5,5–11 mm, alvo-lilás. Velatídios ca. 4–9 × 4–9 cm, oblongos; sementes 0,9–1,3 mm, obtriangulares, às vezes rostradas, testa áspera a granulada.

Material examinado: 1918, fl. e fr., *P. Campos Porto 667* (RB); 18.VIII.1927, fr., *P. Campos Porto 1549* (RB); 25.VI.1936, fl. e fr., *P. Campos Porto 2931 & L. Lanstyak 109* (RB); 12.VII.1940, fl. e fr., *D. Ramos 5* (RB); 12.VIII.1947, fl. e fr., *J. J. Sampaio 1185* (RB); 2.IX.1965, fl. e fr., *S. Andrade 516* (RB); 15.IX.1994, fr., *R. Guedes et al. 2475* (RB); 7.XII.1995, fr., *J. M. A. Braga et al. 3078* (RB); 12.VIII.1997, fr., *S. J. Silva Neto et al. 1212* (RB); 6.II.2007, fr., *J. F. A. Baumgratz et al. 915* (RB); 11.IX.2007, fl. e fr., *J. F. A. Baumgratz et al. 1001* (RB).

Restrita aos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo, ocorrendo em formações florestais montanas de encosta nas Serras do Mar e da Mantiqueira, entre 650 e 1.300 m de altitude. No PARNA Itatiaia é encontrada nas regiões da Maromba, Cachoeira Itaporani, Cachoeira Véu da Noiva, Vale do Taquaral, Rio Bonito, Mauá, Abrigo 3 e Lote 21. Encontrada no interior de mata, em ambientes úmidos e sombreados, raramente às margens de trilhas. Brade (1956) assinala a ocorrência dessa espécie nos trechos de matas secundárias mais antigas (os capoeirões).

Os estames são desiguais em tamanho, porém dispondo-se de modo que os ante-sépalos mostram-se maiores que os antepétalos adjacentes. Semelhante observação foi feita por Baumgratz *et al.* (2007), que estudaram essa espécie para a Reserva Ecológica de Macaé de Cima, no município de Nova Friburgo, RJ.

Agradecimentos

Ao CNPq e a CAPES, pelas Bolsas concedidas ao segundo e terceiro autores, respectivamente. A FAPERJ, pelo apoio à pesquisa concedido. Ao IBAMA e ao diretor do Parque Nacional do Itatiaia, pelo apoio, autorização de coleta e disponibilidade de infra-estrutura. À ilustradora Maria Alice de Rezende, pela confecção das ilustrações. Aos Curadores dos herbários, pelo empréstimo de material e envio de fotografias ou imagens digitalizadas.

Referências Bibliográficas

Baumgratz, J. F. A. 1980. Miconias do Município do Rio de Janeiro. Seção *Miconia* DC. (Melastomataceae). Rodriguésia 32(55): 73-95.

_____. 1982. Miconias do estado do Rio de Janeiro. Seção *Tamonea* (Aubl.) Cogniaux (Melastomataceae). Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 26: 69-86.

_____. 1984. Miconias do estado do Rio de Janeiro. Seção *Chaenanthera* Naud. (Melastomataceae). Rodriguésia 36(60): 47-58.

_____. 1985. Morfologia dos frutos e sementes de Melastomataceae brasileiras. Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 27: 113-155.

_____. 1990. O gênero *Bertolonia* Raddi (Melastomataceae): revisão taxonômica e considerações anatômicas. Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 30: 69-213.

_____. 1996. Melastomataceae. *In*: Marques, M. C. M. (org.). Espécies coletadas no Estado do Rio de Janeiro, depositadas no Herbário RB. Ed. Imprinta, Rio de Janeiro. Pp. 56-59.

_____. 1997a. Melastomataceae. *In*: Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. R. (eds.). Serra de Macaé de Cima: Diversidade Florística e Conservação em Mata Atlântica. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. Pp. 331-332.

_____. 1997b. Melastomataceae. *In*: Marques, M. C. M. (org.). Mapeamento da cobertura vegetal e listagem das espécies ocorrentes na Área de Proteção Ambiental de Cairuçu, Município de Parati, RJ. Série Estudos e Contribuições 13: 69-70.

_____. 2004. Sinopse de *Huberia* DC. (Melastomataceae: Merianieae). Revista Brasileira de Botânica 27(3): 545-561.

_____. 2007. Melastomataceae – Diversidade de formas e cores na paisagem do Itatiaia. *In*: Teixeira, W. & Linsker, R. (coords.). Itatiaia, sentinela das alturas. Terra Virgem Ed. (série Tempos do Brasil), São Paulo. Pp. 72-77.

_____; Souza, M. L. D. R.; Carraça, D. C. & Abbas, B. A. 2006. Melastomataceae na Reserva Biológica de Poço das Antas, Silva Jardim, Rio de Janeiro, Brasil: aspectos florísticos e taxonômicos. Rodriguésia 57(3): 591-646.

_____; Souza, M. L. D. R. & Tavares, R. A. M. 2007. Melastomataceae na Reserva Ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo, Rio de Janeiro, Brasil. I - Tribos Bertolonieae, Merianieae e Micolicieae. Rodriguésia 58(4): 797-822.

Brade, A. C. 1956. A flora do Parque Nacional do Itatiaia. Boletim do Parque Nacional do Itatiaia 5: 7-85.

Clausing, G. & Renner, S. S. 2001. Molecular phylogenetics of Melastomataceae and Memecylaceae: implications for character evolution. American Journal of Botany 88(3): 486-498.

Dusén, P. 1955. Contribuições para a Flora do Itatiaia. Boletim do Parque Nacional do Itatiaia 4: 9-91.

Gentry, A. H. 1995. Patterns of diversity and floristic composition in neotropical montane forests. *In*: Churchill, S. P.; Balslev, H.; Forero, E. & Luteyn, J. L. (eds.). Biodiversity and Conservation of Neotropical Montane Forests: Proceedings of Neotropical Montane Forest Biodiversity and Conservation Symposium. The New York Botanical Garden, New York. Pp. 103-126.

Goldenberg, R. 2000. O gênero *Miconia* Ruiz & Pav. (Melastomataceae): I. Listagens analíticas. II. Revisão taxonômica da seção *Hypoxanthus* (Rich. Ex DC.) Hook. f. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 249p.

Guimarães, P. J. F. 1997. Estudos taxonômicos de *Tibouchina* sect. *Pleroma* (D.Don) Cogn. (Melastomataceae). Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 191p.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L. C. 1990. Index Herbariorum. Part I: The Herbaria of the world. Regnum vegetabile. New York Botanical Garden, New York, 8ª ed., 693p.

Kloschsinske, C. 1997. Revisão taxonômica do gênero *Chaetostoma* DC. (Melastomataceae). Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 146p.

Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. (eds.). 1997. Serra de Macaé de Cima: diversidade florística e conservação em Mata Atlântica. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 345p.

Lima, M. P. M. & Guedes-Bruni, R. (orgs.). 1994. Reserva Ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo, RJ: aspectos florísticos das espécies vasculares. Vol. 1. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, IBGE, Divisão de Documentação e Processos Gráficos, Rio de Janeiro, 404p.

Martinelli, G.; Bandeira, J. & Bragança, J. O. 1989. Campos de Altitude. Ed. Index, Rio de Janeiro, 160p.

Martins, A. B. 1989. Revisão taxonômica do gênero *Marcetia* DC. (Melastomataceae). Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 275p.

Martins, E. 1997. Revisão taxonômica do gênero *Trembleya* DC. (Melastomataceae). Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 162p.

Morim, M. P. 2006. Leguminosae arbustivas e arbóreas da floresta atlântica do Parque Nacional do Itatiaia, sudeste do Brasil: padrões de distribuição. Rodriguésia 57(1): 27-45.

______ & Barroso, G. M. 2007. Leguminosae arbustivas e arbóreas da floresta atlântica do Parque Nacional do Itatiaia, sudeste do Brasil: subfamílias Caesalpinioideae e Mimosoideae. Rodriguésia 58(2): 423-468.

Pereira, E. 1961a. Contribuição ao conhecimento das Melastomataceae brasileiras. Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 17: 125-169.

______. 1961b. Flora do estado da Guanabara III. Melastomataceae I – Tibouchineae. Rodriguésia 23-24 (35-36): 155-188.

______. 1964. Flora do estado da Guanabara IV – Melastomataceae II. Miconieae. Gênero *Miconia*. Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 18: 183-214.

______. 1966. Flora da Guanabara – V. Melastomataceae III (Final). Tribos: Miconieae, Merianieae, Bertolonieae e Microlicieae. Rodriguésia 25(37): 181-202.

Pereira, I. M.; Oliveira-Filho, A. T.; Botelho, S. A.; Carvalho, W. A. C.; Fontes, M. A. L.; Schiviani, I. Silva, A. F. 2006. Composição florística do compartimento arbóreo de cinco remanescentes florestais do maciço do Itatiaia, Minas Gerias e Rio de Janeiro. Rodriguésia 57(1): 103-126.

Radford, A. E.; Dickison, W. C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.

Renner, S. S. 1993. Pylogeny and classification of the Melastomataceae and Memecylaceae. Nordic Journal of Botany 13(5): 519-540.

Rizzini, C. T. 1954. *Flora Organensis*. Lista preliminar dos *Cormophyta* da Serra dos Órgãos. Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 13: 117-246.

Souza, M. L. D. R. 1998. Revisão taxonômica do gênero *Ossaea* DC. (Melastomataceae) no Brasil. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 317p.

Tavares, R. A. M. 2005. Revisão taxonômica do gênero *Behuria* Cham. (Melastomataceae). Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 202p.

Veloso, H. P.; Rangel Filho, A. L. R. & Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Rio de Janeiro, 116p.

Webster, G. L. 1995. The Panorama of Neotropical Cloud Forest. *In*: Churchill, S. P.; Balslev, H.; Forero, E. & Luteyn, J. L. (eds.). Biodiversity and Conservation of Neotropical Montane Forests: Proceedings of Neotropical Montane Forest Biodiversity and Conservation Symposium. The New York Botanical Garden, New York. Pp. 53-77.

Caraipa andina (Clusiaceae), a new species from the Venezuelan Andes, and its biogeographical implications

Gerardo A. Aymard C.[1] & *Lisa M. Campbell*[2]

Abstract

(*Caraipa andina* (Clusiaceae), a new species from the Venezuelan Andes, and its biogeographical implications) *Caraipa andina* from La Fundación, in the western Andes of Venezuela (Táchira State) is described, illustrated, and its morphological relationship with an allied species is discussed. This new species is morphologically related to *C. heterocarpa* Ducke, but it differs by the leaf blade shape, size, and dense abaxial papillae; fewer-flowered inflorescence; and shorter pedicel, flower buds, petals, and filaments. Phytogeographical information about the La Fundación area is presented. This species represents the first report of this genus in the Venezuelan Andes.

Key words: Amazonia, Estado Táchira, Guayana, Guttiferae, sandstone outcrops.

Resumo

(*Caraipa andina* (Clusiaceae), uma nova espécie para os Andes da Venezuela e suas implicações biogeográficas) *Caraipa andina* foi descoberta em La Fundación, nos Andes Ocidentais da Venezuela (Estado de Táchira) e é aqui descrita e ilustrada, discutindo-se suas afinidades morfológicas com as espécies próximas. Morfologicamente relacionada com *C. heterocarpa* Ducke, a nova espécie diferencia-se pelo tamanho, forma da lâmina foliar e face abaxial densamente papilosa; inflorescência paucifloras; pedicelos, botões florais, pétalas e filamentos mais curtos. Informações sobre a fitogeografia do local são apresentadas. Esta espécie representa o primeiro registro deste gênero nos Andes Venezuelanos.

Palavras-chave: Amazônia, Estado Táchira, Guayana, Guttiferae, afloramentos de arenito.

Caraipa Aublet comprises about 30 species of small to large trees or shrubs, distributed in tropical South America (Gustafsson *et al.* 2002; Stevens 2007). The genus has been variously treated as Bonnetiaceae, Theaceae, and is presently included in Clusiaceae (Kubitzki 2007). The genus is characterized by an indumentum of usually stellate hairs; alternate leaves with tertiary veins perpendicular to the secondary veins; stamens with free filaments and bearing an apical gland; and capsular fruits.

Species occur in moist forest formations (lowland, montane slopes, gallery, flooded, and Amazonian caatinga) and shrubby savannas, with the largest number of species in the Amazon Basin and on the Guiana Shield. However, a few taxa occur outside of this region, such as the two subspecies of *C. densifolia* Martius in southeastern and central Brazil. Three species (*C. densifolia* Martius subsp. *densifolia*, *C. punctulata* Ducke and *C. richardiana* Cambess.) are found in the wet and gallery forests in the Venezuelan *Llanos* (Aymard 2003; Aymard & González 2006). *Caraipa llanorum* Cuatr. subsp. *llanorum* and *C. savannarum* Kub. form ecologically interesting communities of dense trees called *saladillales*. These communities are very common in the vast eolic, seasonally flooded savannas (the *Llanos*) that extend from northeastern Colombia through western Venezuela (Schargel & Aymard 1992; Huber *et al.* 2006). The genus is rare in the Andes, and currently is known only by several collections of *C. punctulata* Ducke from Colombia (Antioquia and Norte de Santander departments), and reported herein for Venezuela. A revision of the genus was published by Kubitzki (1978; as Bonnetiaceae), who reconized 21 species and three morphological groups; however, these groups did not

Artigo recebido em 11/2007. Aceito para publicação em 04/2008.

[1]Corresponding author: UNELLEZ-Guanare, Programa de R. N. R., Herbario Universitario (PORT), Mesa de Cavacas, Estado Portuguesa, Venezuela 3350. gaymard@cantv.net

[2]The New York Botanical Garden, Bronx, NY 10458-5126, U.S.A. lcampbell@nybg.org

accommodate all of the species. Kubitzki (1978) pointed out two taxonomically useful leaf characters to separate the species: phyllotaxy spiral vs. distichous, and the cells of the abaxial surface bullate or clavate, with the cuticle minutely wrinkled and scaly vs. cells of the abaxial surface not protruding, and the cuticle mostly smooth. Since then, five new species have been described (Kubitzki 1987; Vásquez-Martínez, 1991) and others suggested (Kubitzki & Holst 1998; see also Stevens 2007). Additionally, the genus has been treated for the *Flora of the Venezuelan Guayana* (Kubitzki & Holst 1998), and two local florulas in the Amazonian region of Colombia and Peru (Vásquez-Martínez 1997; Rudas & Prieto 2005).

This contribution increases to fifteen the number of *Caraipa* species known from Venezuela. This new species represents the first record of this genus in the Venezuelan Andes, and was discovered during herbarium work for a phytogeographic study being conducted in the area in which it was collected.

Caraipa andina Aymard & L. M. Campb. *sp. nov.* Fig. 1

Type: VENEZUELA. TÁCHIRA: Dtto. Uribante, empresa Las Cuevas, near La Fundación, 08°50'N, 71°47'W, ca. 900 m, 7.VII.1983, *H. van der Werff & A. González 5013* (Holotype: PORT; Isotype: MO, *n.v.*; NY; VEN).

Species Caraipa heterocarpae *Ducke proxima, sed differt: foliis oblongis, 6–9 cm longis, subtus dense papillatis, inflorescencia 12–16-flora, pedicellis 5–10 mm longis, gemmis floralibus 4–6 longis, sepalis ovatis, ca. 2 mm longis, intus adpress luteo-pubescentibus, petalis 6–8 longis, filamentis 5–6 longis, ovario dense luteo-glandulosis trichomatibus obtecto.*

Tree, 20 m tall. Young branches and branchlets smooth, glabrous. **Leaves** distichous, petiole 6–8 mm long, stout, glabrous; blades coriaceous, 6–9 cm long, 3–5 cm wide, base rounded, apex acute to rounded, margins slightly revolute, glabrous on both surfaces with sparse translucent dots, abaxial epidermal cells papillate, with microscopic epicuticular wax, secondary veins in 8–10 pairs, impressed adaxially, prominent abaxially. **Inflorescence** axillary, lax panicles, 10–15 cm long, 12–16-flowered; the rachis and pedicels covered by simple and stellate trichomes; pedicels 5–10 mm long, bracts and bracteoles not seen. **Flower** buds globose, 4–6 cm long before anthesis; sepals ovate, ca. 2 mm long, ca. 2 mm wide, stellate pubescent and covered with translucent dots abaxially, adpressed yellow pubescent adaxially, margins ciliate; petals oblong, 6–8 mm long, 3–5 mm wide, puberulent abaxially, glabrous adaxially; stamens 80–100, filaments 5–6 mm long, anthers ca. 0.5 mm long, oblong, introrse, connective distally widened and topped by a gland; ovary ca. 2 mm long, tomentose, trichomes yellow; style ca. 3 mm long, glabrous, stigma trilobed. **Fruits** not seen.

Distribution and habitat: *Caraipa andina* appears to be restricted to the moist montane forests near La Fundación, Táchira state, Venezuela.

Phenology: Collected with flowers in July.

The ranked phyllotaxis, with leaves glabrous on both surfaces, cells of their lower surface not protruding, and with a smooth cuticle, and lax panicles more 4 cm long, relate this new species morphologically to *Caraipa heterocarpa*, a species known from a few specimens, with restricted distribution in low elevation flooded forests in the Amazon basin of Brazil and Venezuela (Kubitzki 1978; Kubitzki & Holst 1998). However, *C. andina* differs from that species by its leaf blades oblong, 6–9 cm long, densely papillate on the abaxial surface (*vs.* leaf blades lanceolate-ovate or lanceolate, 10–17 cm long, not papillate on the abaxial surface), inflorescence with 12–16 flowers, pedicels 5–10 mm long (*vs.* inflorescence with 20–40 flowers, pedicels 12–16 mm long), flower buds 4–6 cm long; sepals ovate, ca. 2 mm long, adpressed yellow pubescent adaxially, petals 6–8 mm long, and filaments 5–6 mm long (*vs.* flower buds 7–8 cm long; sepals obtuse, 3–4 mm long, slightly strigose adaxially, petals ca. 10 mm long, and filaments 10–12 mm long).

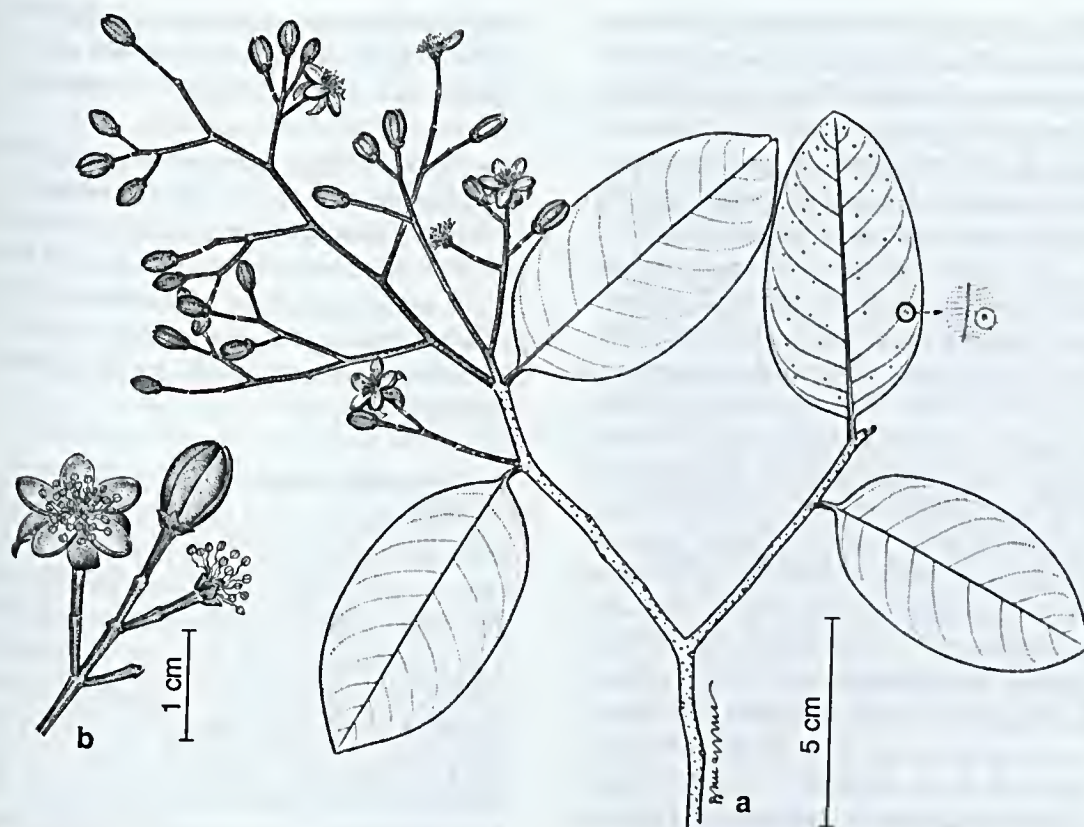



Figure 1 – *Caraipa andina* – a. branch showing the inflorescence and flowers; b. detail of an inflorescence branch. (*van der Werff 5013*).

Phytogeography: Species of *Caraipa* are distributed almost exclusively in the Guayana region and Amazon Basin, and are rarely encountered in the tropical Andes. The first report of the genus in this region was *C. colombiana* Ewan, a species described from a collection from forests on the slopes of the Cordillera Central in Colombia (Ewan 1951). Kubitzki (1978) treated this species as a synonym of *C. punctulata* Ducke, a mostly lowland wet forest species, that he considered to also be distributed on mountain slopes in Venezuela and Colombia; notably, he did not mention that this collection (*J. Cuatrecasas 13335*, F, US) would have represented the only known occurrence of *Caraipa* in the Andes. Intensive botanical exploration in the Colombian Andes during the last twenty-five years revealed that the distribution of *Caraipa* extends to the Central Cordillera in Antioquia department.

The only known locality of *Caraipa andina*, La Fundación, is located in the western portion of the Cordillera Mérida, on sandstone outcrops belonging to the Formación Aguardiente (Notestein *et al.* 1944; Salvador 1961a, b). The vegetation of this area is relatively well known because of the extensive collections made by R. Liesner, J. A. Steyermark and H. van der Werff. Liesner (pers. comm.) observed that the floristic composition of the vegetation associated with these sandstone outcrops includes several species that are known from the Guiana Shield, and the Amazon Basin floras, such as *Philodendron atabapoense* G. S. Bunting (Araceae), *Bonnetia paniculata* Spruce *ex* Benth. (Bonnetiaceae), *Vriesia duidae* (L. B. Sm.) Gouda (Bromeliaceae), *Licania latifolia* Benth. (Chrysobalanaceae), *Elaphoglossum horridulum* (Kaulf.) J. Sm., *E. raywaense* (Jenman) Alston (Dryopteridaceae), and *Pleurothallis erebatensis* Carnevali & Romero (Orchidaceae). Additionally, the flora

includes many endemic species (e.g., *Licania tachirensis* Prance (Chrysobalanaceae), *Piper fundacionense* Steyerm. (Piperaceae), *Clidemia steyermarkii* Wurdack, *Miconia liesneri* Wurdack (Melastomataceae), and *Securidaca fundacionensis* Aymard & L. M. Campb. (Polygalaceae; see Aymard & Campbell 2007).

The entire Tertiary is characterized by tectonic events and changes in climate and sea-level (Hooghiemstra & van der Hammen 2004). These continuously affected the present-day Venezuelan Andes, which then were a lowland contiguous with the Guayana and Amazonia regions (van der Hammen & Hooghiemstra 2000; Hooghiemstra *et al.* 2006). The Western Cordillera is the most recently uprised (Kroonenberg *et al.* 1990) of the northern Andes complex, and paleobotanical and geomorphological data indicate that its final uplift was completed around 4–3 MYA (Gregory-Wodzicki 2000; H. Hooghiesmstra, pers. com.). The progressive physical separation of the Andes from the ancient Guayana region resulted in the present Andean flora: a mosaic of endemics, and elements from the Guayana, Amazonia, south-temperate, and north-temperate floras (van der Hammen & Cleef 1984; van der Hammen & Hoogghiemstra 2000; Hooghiemtra *et al.* 2006).

No descriptive analysis of vegetation types from the sandstone rocks and sand substrates of the Venezuelan Andes has been undertaken thus far. Furthermore, few studies have examined whether taxa occurring in the Andes considered to be Amazonia-Guayana relicts do indeed have a lowland origin, and whether present disjunctions are a result of vicariance or dispersal. Studies on two families with high species diversity in both the Guayana region and the Andes (Bromeliaceae [Givnish *et al.* 2004] and Gentianaceae:Helicae [Gould & Struwe 2004]) suggest different histories leading to the modern distribution: evolution of the group in the lowlands and dispersal to the Andes (Givnish *et al.* 2004), or Andean origins with subsequent radiation (Gould & Struwe 2004). Lacking rigorous hypotheses of relationship, it would be premature to speculate if either of these scenerios applies to *Caraipa*. The description of this interesting new species re-enforces Kubitzki's (1978) observation that the genus is still in need of study.

A broader biogeographic question remains regarding the affinities of floras occurring on vicariant sandstone habitats. In future research we will make comparative surveys of the floras occupying habitats on sandstone from both the Guayana and Amazon regions (G. A. Aymard C., L. M. Campbell, and G. Romero-González, in prep.).

Acknowledgments

The authors are grateful to Richard Schargel (UNELLEZ-Guanare), Franco Urbani (UCV-Caracas), Antoine Cleef (IBED-The Netherlands), Henry Hooghiemstra (IBED-The Netherlands), and Gustavo Romero-G. (AMES) for comments and suggestions on the manuscript. We thank Bruno Manara (VEN) for preparing the illustration and for his expertise in preparing the Latin diagnosis, R. Liesner (MO) for sharing his knowledge of the flora near La Fundación, and the staff of Institute for Biodiversity and Ecosystem Dynamics-University van Amsterdam, Missouri Botanical Garden, and New York Botanical Garden for making their facilities available for this research.

References

Aymard, G. & Campbell, L. M. 2007. A new species of *Securidaca* (Polygalaceae) from sandstone outcrops in the Venezuelan Andes. Brittonia. 59: 328-333.

______. 2003. Bosques de los Llanos de Venezuela: consideraciones generales sobre su estructura y composición florística. *In*: Hétier, J. M. & López F, R. (eds.) Tierras Llaneras de Venezuela, IRD & CIDIAT (Universidad de Los Andes), Mérida, Venezuela. Pp. 19-48.

______ & González, V. 2006. Consideraciones generales sobre la composición florística y diversidad de los bosques de los Llanos de Venezuela. *In*: Duno de Stefano, R.; Aymard, G. & Huber, O. (eds.). Catálogo

ilustrado y anotado de las plantas vasculares de los Llanos de Venezuela. FUDENA, Fundación Polar, & FIBV, Caracas. Pp. 59-72.

Ewan. J. 1951. Taxonomic notes on various species of Musaceae, Marcgraviaceae, Guttiferae, and Solanaceae of Colombia. Natural History Miscellanea 88: 1-9.

Givnish, T. S.; Millam, K. C.; Evans, T. M.; Hall, J. C.; Pires, J. C.; Berry, P. E. & Systsma, J. K. 2004. Ancient vicariance or recent long-distance dispersal? Inferences about phylogeny and South American-African disjunctions in Rapateaceae and Bromeliaceae based on *ndh*F sequence data. International Journal of Plant Science 165: 834-854.

Gould, K. & Struwe, L. 2004. Phylogeny and evolution of *Symbolanthus* and *Wurdackanthus* (Gentianaceae-Helieae) in the Guayana highlands and Andes, based on ribosomal 5S-nts sequences. Annals of the Missouri Botanical Garden 91: 438-446.

Gregory-Wodzicki, K. M. 2000. Uplift history of the central and northern Andes: A review. Geographic Society of America Bulletin 112: 1091-1105.

Gustafsson, M. H. G.; Bittrich, V. & Stevens, P. F. 2002. Phylogeny of Clusiaceae based on rbcL sequences. International Journal of Plant Sciences 163: 1045-1054.

Hooghiemstra, H. & van der Hammen, T. 2004. Quaternary ice-age dynamics in the Colombian Andes: developing and understanding of our legacy. Philosophical Transactions of the Royal Society London. Series B, 359: 173-181.

______ & Cleef, A. M. 2006. The paleobotanical record of Colombia; implications for biogeography and biodiversity. Annals of the Missouri Botanical Garden. 93: 297-325.

Huber, O.; Duno de Stefano, R.; Aymard, G.; & Ricarda Riina, R. 2006. Flora and vegetation of the Venezuelan Llanos: A review. *In*: Pennington, R. T.; Lewis, G. P. & Ratter, J. A. (eds.). Neotropical savannas and dry forests: plant diversity, biogeography and conservation. CRC Press, Boca Raton, Florida. Pp. 95-120.

Kroonenberg, S. B.; Bakker, J. G. M. & van der Wiel, A. M. 1990. Late Cenozoic uplift and paleogeography of the Colombian Andes: constraints on the development of high-Andean biota. Geologie en Mijnbouw 69: 279-290.

Kubitzki, K. 1978. *Caraipa* and *Mahurea* (Bonnetiaceae). *In*: Maguire, B. (ed.). The botany of the Guayana Highland—X. Memoirs of the New York Botanical Garden 29: 82-138.

______. 1987. Three new species of *Caraipa* (Guttiferae). Acta Amazonica 16-17: 157-160.

______ (ed.). 2007. The families and genera of vascular plants. Vol. 9. Springer, New York.

______ & Holst, B. 1998. *Caraipa* (Clusiaceae). *In*: Berry, P. E.; Holst, B. K. & Yatskievych, K. (eds.). Flora of Venezuelan Guayana. Vol. 4. Missouri Botanical Garden, St. Louis. Pp. 252-258.

Notestein, F. B.; Hubman C. W. & Bowler, J. W. 1944. Geology of the Barco Concession, Republic of Colombia, South America. Geological Society of America Bulletin 55: 1165-1216.

Rudas, A. & Prieto, A. 2005. Flórula del Parque Nacional Natural Amacayacu, Amazonas, Colombia. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical. Garden. 99: 1-655.

Salvador, A. 1961a. Nomenclature of the Las Piedras and related formations in eastern Venezuela. Boletin Informativo de la Asociacion Venezolana de Geologia, Minas y Petroleo 4(10): 297-327.

______. 1961b. Guidebook to the geology of northeastern Trujillo. Sociedad Geologica Venezolana, Occidente N° 3.

Schargel, R. & Aymard, G. 1992. Observaciones en suelos y vegetación en la planicie eólica-limosa del Alto Río Cinaruco. Dtto. Muñoz, Estado Apure, Venezuela. Biollania 9: 119-147.

Stevens, P. F. 2007. Clusiaceae-Guttiferae. *In*: Kubitzki, K. (ed.). The families and genera of vascular plants. Vol. 9. Springer, New York. Pp. 48-66.

van der Hammen, T. & Cleef. A. 1984. Datos para la historia de la flora Andina. Revista Chilena de Historia Natural 56: 97-107.

______ & Hoogghiemstra, H. 2000. Neogene and quaternary history of vegetation, climate, and plant diversity in Amazonia. Quaternary Science Reviews 19: 725-742.

Vásquez-Mártinez, R. 1991. *Caraipa* (Guttiferae) del Perú. Annals of the Missouri Botanical Garden 78: 1002-1008.

______. 1997. Flórula de las reservas biológicas de Iquitos, Perú. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 63: 1-1046.

Um novo nome em *Conyza* (Asteraceae – Astereae)

Aristônio M. Teles[1,2] & *João Renato Stehmann*[1]

Resumo

(Um novo nome em *Conyza* (Asteraceae – Astereae)) Um novo nome é proposto para a tribo Astereae (Asteraceae) no Brasil: *Conyza neolaxiflora* A. Teles & Stehmann (sinônimo: *Erigeron laxiflorus* Baker, não *Conyza laxiflora* Desf.), assim como é discutida a afinidade com *Conyza monorchis* (Griseb.) Cabrera, espécie morfologicamente relacionada.

Palavras-chave: Brasil, Compositae, Conyzinae, *Erigeron*, nomenclatura.

Abstract

(A new name for *Conyza* (Asteraceae – Astereae)) A new name is proposed for the tribe Astereae (Asteraceae) in Brazil: *Conyza neolaxiflora* A. Teles & Stehmann (synoym: *Erigeron laxiflorus* Baker, not *Conyza laxiflora* Desf.), and a discussion of its relationship with the closely related *Conyza monorchis* (Griseb.) Cabrera is presented.

Key words: Brazil, Compositae, Conyzinae, *Erigeron*, nomenclature.

Introdução

O gênero *Conyza* Less. pertence à subtribo Conyzinae e compreende entre 60 e 100 espécies (Bremer 1994; Nesom 1994; Nesom & Robinson 2007), distribuídas em áreas tropicais e subtropicais (Nesom & Robinson 2007). Conyzinae é uma tribo composta por oito gêneros (Nesom & Robinson 2007), dos quais metade possui espécies com distribuição restrita à América do Sul (Noyes 2000).

Baker (1882) citou oito espécies brasileiras de *Conyza*. Cronquist (1943) propôs novos caracteres para a separação de *Conyza* e *Erigeron* L., baseado neste estudo e transferiu as espécies de *Erigeron* seção *Caenotus* para *Conyza*, com a exceção de uma espécie, *Erigeron laxiflorus* Baker, possivelmente pelo fato de não ter visto nenhum dos síntipos da mesma, que se encontram depositados no Herbário de Kew (K) (acrônimo segundo Holmgren 1990). Posteriormente, Cabrera (1959 e 1972) descreveu novas espécies de *Conyza* ocorrentes no Brasil. Lourteig & Cuatrecasas (1985) e Pruski & Sancho (2006) propuseram novas combinações para o gênero, aumentando consideravelmente o número de espécies registradas no Brasil. Durante a preparação da sinopse das espécies brasileiras da tribo Astereae, constatamos a necessidade de transferir *Erigeron laxiflorus* para o gênero *Conyza*, baseado nos caracteres morfológicos utilizados por Cronquist (1943) e por Nesom & Robinson (2007), sobretudo pela presença de flores pistiladas com corola filiforme ou brevemente ligulada (*vs.* flores pistiladas com lígula bastante desenvolvida de *Erigeron*). Além dos caracteres morfológicos já mencionados, Cronquist (1943), Noyes (2000) e Teles *et al.* (2008) comentam que as espécies de *Erigeron* possuem distribuição restrita à América do Norte e Central, e que as espécies sul-americanas, originalmente descritas em *Erigeron*, são atualmente pertencentes a outros gêneros da subtribo Conyzinae. Entretanto, pelo fato de o epíteto específico utilizado por Baker (1882) já ter sido utilizado por Desfontaines para uma espécie de *Conyza* descrita para a França (*Conyza laxiflora* Desf.) constatamos a necessidade de ser propor um novo nome para a espécie.

Levando-se em conta esses aspectos propomos o seguinte novo nome:

Artigo recebido em 12/2007. Aceito para publicação em 04/2008.
[1]Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica, Av. Antônio Carlos 6627, Pampulha, 31270-910, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil.
[2]Autor para correspondência: aristonio@hotmail.com

Conyza neolaxiflora A. Teles & Stehmann, ***nom. nov.***

Erigeron laxiflorus Baker, Fl. bras. 6(3): 31. 1882. **Tipo**: BRASIL. SÃO PAULO: S. Bernardo, *Burchell 3955* (lectótipo K, aqui designado), não *Conyza laxiflora* Desf., Tabl. École Bot. (ed. 2) 400. 1829.

Material adicional examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Morumbi, *Burchell 4481* (K, síntipo, visto fotografia).

Conyza neolaxiflora é morfologicamente afim a *C. monorchis* (Griseb.) Cabrera, mas difere pelo indumento glabro a subglabro, pela capitulescência corimboso-paniculada e pela ausência de raízes tuberiformes (vs. indumento hirsuto, capitulescência corimbiforme e raiz tuberosa). Com a nova combinação aqui proposta, o gênero *Conyza* passa a ser representado no Brasil por 13 espécies e duas variedades.

Baker (1882) citou três síntipos, *Burchell 3955* (designado aqui como lectótipo), *Burchell 4481* e *Sello 832,* e indicou que viu apenas os materiais de *Burchell.* O material coletado por *Sello* não possui designação de localidade. No síntipo *Burchell* (*4481*) consta uma pequena nota manuscrita indicando que a exsicata é igual ao material coletado por *Sello* (*832*).

Agradecimentos

Gostaríamos de externar os nossos agradecimentos ao Dr. D. J. Nicholas Hind (Royal Botanic Gardens, Kew) pelo envio das imagens dos síntipos. A CAPES pela bolsa de doutorado, e ao CNPq pela bolsa de produtividade em pesquisa, bolsas essas fornecidas ao primeiro e ao segundo autores, respectivamente.

Referências Bibliográficas

Baker, J. G. 1882. Compositae: Asteroidae, Inuloideae. *In*: Martius, C. F. P. von & Eichler, A. G. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig 6(3): 1-134.

Bremer, K. 1994. Asteraceae: cladistics and classification. Timber Press, Portland, 752p.

Cabrera, A. L. 1959. Compositae catarinensis novae. Boletín de la Sociedad Argentina de Botânica 7(3-4): 187-200.

______. 1972. Tres nuevas especies del genero *Conyza* (Compositae) del noroeste de la Argentina. Boletin de la Sociedad Argentina de Botanica 14(4): 347-353.

Cronquist, A. 1943. The separation of *Erigeron* from *Conyza.* Bulletin of the Torrey Botanical Club 70: 629-632.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L. C. 1990. Index herbariorum. Part. 1: The herbaria of the world. New York Botanical Garden, New York.

Lourteig, A. & Cuatrecasas, J. 1985. Nomenclatura plantarum Americanum III. Compositae. Phytologia 58(7): 475-476.

Nesom, G. L. 1994. Subtribal classification of the Astereae (Asteraceae). Phytologia 76(3): 193-274.

______ & Robinson, H. 2007. XI. The tribe Astereae Cass. (1819). *In*: Kadereit, J. W. & Jeffrey, C. The families and genera of vascular plants. Berlin, Springer. 8: 284-342.

Noyes, R. D. 2000. Biogeographical and evolutionary insights on *Erigeron* and allies (Asteraceae) from ITS sequence data. Plant Systematics and Evolution 220: 93-114.

Pruski, J. F. & Sancho, G. 2006. *Conyza sumatrensis* var. *leiotheca* (Compositae: Astereae), a new combination for a common neotropical weed. Novon 16: 96-101.

Teles, A. M., Sobral, M. & Stehmann, J. R. 2008. Synopsis of *Leptostelma* (Asteraceae: Astereae). Compositae Newsletter 46: 1-6.

The *Guatteria* group disentangled: sinking *Guatteriopsis*, *Guatteriella*, and *Heteropetalum* into *Guatteria*

Roy H. J. Erkens[1*] & *Paul J. M. Maas*[2]

Abstract

(The *Guatteria* group disentangled: sinking *Guatteriopsis*, *Guatteriella*, and *Heteropetalum* into *Guatteria*) The *Guatteria* group (Annonaceae) consists of four genera: *Guatteria*, *Guatteriopsis*, *Guatteriella*, and *Heteropetalum*. Morphological data have for long suggested a close affinity between these genera. Recent phylogenetic analysis has shown that *Guatteriopsis*, *Guatteriella* as well as *Heteropetalum* are actually nested within *Guatteria*. Here the nomenclatural consequences following from these results are presented. Three new combinations and one new name are introduced for *Guatteriopsis* and one old name is reinstated, one new combination and one new name is proposed for *Guatteriella*, and one old combination is reinstated for *Heteropetalum*. With the transference of the species of these three genera into *Guatteria* the concept of the *Guatteria* group is put out of use.

Key words: synonymy, new combinations, new names, reinstatement of old names.

Resumo

(O grupo *Guatteria* desvendado: fundindo *Guatteriopsis*, *Guatteriella* e *Heteropetalum* em *Guatteria*) O grupo *Guatteria* (Annonaceae) consiste de quatro gêneros: *Guatteria*, *Guatteriopsis*, *Guatteriella* e *Heteropetalum*. A afinidade entre estes quatro gêneros manteve-se aceita por longo tempo, com base em dados morfológicos. Entretanto, uma recente análise filogenética demonstra que *Guatteriopsis*, *Guatteriella* e *Heteropetalum* encontram-se circunscritos em *Guatteria*. As conseqüências nomenclaturais dos resultados filogenéticos obtidos são apresentadas neste trabalho. São propostas três combinações novas e um nome novo em *Guatteriopsis*, enquanto um nome antigo é restabelecido. Uma nova combinação e um novo nome são propostos em *Guatteriella* e uma combinação antiga é restabelecida em *Heteropetalum*. Com a transferência das espécies destes três gêneros para *Guatteria*, o conceito de grupo *Guatteria* não é mais necessário.

Palavras-chave: sinônimos, novas combinações, novos nomes, reestabelecimento de nomes antigos.

Introduction

The genus *Guatteria* Ruiz & Pav. contains near to 290 species and is the largest genus within the family of Annonaceae (Erkens 2007). Species of *Guatteria* are frequent constituents of Neotropical (lowland) forests (Morawetz & Waha 1985, Erkens *et al.* 2007) and the genus is widely distributed throughout Mesoamerica, the Caribbean, and tropical South America. Based on morphological characters, *Guatteria* belongs to Fries' *Guatteria* group (1939, 1943, 1959), consisting of four genera: *Guatteria*, *Guatteriopsis* R.E. Fr., *Guatteriella* R.E. Fr., and *Heteropetalum* Benth. (Fig. 1). The close affinity between these genera has been supported by data of many authors after Fries (e.g. leaf anatomy (van Setten & Koek-Noorman 1986), flower anatomy (van Heusden 1992), fruit and seed morphology (van Setten & Koek-Noorman 1992), unusual chromosome differentiation and cuticular folding patterns (Morawetz & Waha 1985), a distinct pollen type (Walker 1971; Morawetz & Waha 1985), oil composition analysis (Maia *et al.* 2005), and wood anatomy (Erkens *et al.* 2007)). These studies suggested a close affinity of the four genera but did not determine their phylogenetic relationships with respect to each other. In a recent phylogenetic study of the *Guatteria* group (Erkens *et al.* 2007) it was shown that *Guatteriopsis*, *Guatteriella* as well as *Heteropetalum* are all nested within *Guatteria*

Artigo recebido em 12/2007. Aceito para publicação em 03/2008.

[1]Utrecht University, Institute of Environmental Biology, Section Plant Ecology and Biodiversity, Sorbonnelaan 16, 3584 CA, Utrecht, The Netherlands.
[2]Nationaal Herbarium Nederland – Utrecht branch, Heidelberglaan 2, 3584 CS, Utrecht, the Netherlands.
*Author for correspondence: R.H.J.Erkens@uu.nl, 0031-30-2536845

Figure 1 – Representatives of the former *Guatteria* group. a. flowering branch of *Guatteria allenii*. (*Maas 9543*); b. flowering branch of *Guatteria blepharophylla* (*Harley 10962*); inset shows close up of flower at anthesis and flower bud (*Maas 8365*); c. flowering and fruiting branch of *Guatteria campinensis* (*Morawetz 31-24883*); d. flowering branch of *Guatteria heteropetala* showing flower at anthesis and flower bud; inset shows fruiting branch. Photo credits: a. R.H.J. Erkens; b. P.J.M. Maas; c. W. Morawetz; d. G.A. Romero; inset: P.E. Berry.

(Fig. 2). Therefore, a separate generic status of these three genera is unjustified. All species in these three genera should thus be transferred to *Guatteria*. Here the nomenclatural changes that follow from the aforementioned results are presented.

New combinations

Guatteria is easily recognised by a combination of an impressed primary vein on the upper side of the leaf, valvate sepals, almost always imbricate petals, numerous carpels (with a single basal ovule), and a pedicel with a distinct suprabasal articulation.

1. *Guatteriopsis* R.E.Fr.

Guatteriopsis ('Guatteria-like'; Fries 1934) has been distinguished from *Guatteria* by the fact that both whorls of petals are valvate (non-overlapping) instead of imbricate (overlapping). *Guatteriopsis* was made up of five species: the relatively widespread *G. blepharophylla* (Mart.) R.E. Fr. (Amazonian Brazil, Peru, Ecuador, Venezuela, and Guyana), *G. friesiana* W.A. Rodrigues (Amazonian Brazil and Colombia), *G. hispida* R.E. Fr. (Amazonian Brazil), *G. kuhlmannii* R.E. Fr. (Amazonian Brazil), and *G. ramiflora* D.R. Simpson (Amazonian Peru).

The molecular data presented by Erkens *et al.* (2007) show that *Guatteriopsis* is not a monophyletic clade within *Guatteria*. *Guatteriopsis* consists of three unrelated lineages. The first lineage comprises *Guatteriopsis blepharophylla* and *G. hispida*. These two species were described first (Fries 1934) and possess the synapomorphies that define the genus: flowers on short pedicels, valvate petals and an articulation nearer to the flower when compared to *Guatteria*. It can be seen from Figure 2 that these two species are sister to each other. *Guatteriopsis blepharophylla* was originally described as *Guatteria blepharophylla* and here this name is resurrected, following Johnson & Murray (1995). Additionally, from the four syntypes of this species, namely *von Martius s.n.* (3

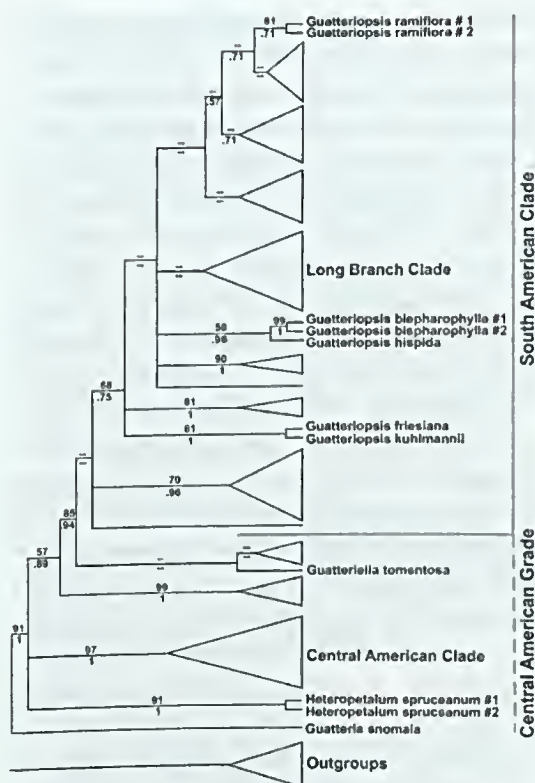



Figure 2 – Schematic representation of relationships between the members of the former *Guatteria* group (Erkens *et al.* 2007; triangles indicate recovered clades). Bootstrap support values are shown above the branches, Bayesian posterior probability values below. Names refer to those used by Erkens *et al.* (2007).

specimens) and *Poeppig 3110*, we have selected a *von Martius* collection as lectotype. *Guatteriopsis hispida* is simply transferred into *Guatteria hispida*.

Originally, there was a sixth species described into *Guatteriopsis* (*G. sessiliflora* (Benth.) R.E. Fr.) but this species has already been synonymized with *Guatteriopsis blepharophylla* (Erkens 2007, p. 264).

The second *Guatteriopsis* lineage (Fig. 2) consists of *Guatteriopsis friesiana* (Rodrigues 1981) and *G. kuhlmannii* (Fries 1937), two species that were described later into the genus. Both species have a rounded to cordate leaf base which separates them from *G. blepharophylla* and *G. hispida*. Furthermore, *G. friesiana* differs from the other species of *Guatteriopsis* in having ovoid

instead of despressed ovoid flower buds. In a phylogenetic context, these species are also sister to each other, as shown in Figure 2. *Guatteriopsis friesiana* is transferred to *Guatteria friesiana*. *Guatteriopsis kuhlmannii* needs a new name in *Guatteria* because the epithet *kuhlmanii* is already occupied in *Guatteria*. The newly chosen epithet *cryandra* ('cold man') is a latinization of 'cool' (the English phonetic form of the German 'kuhl') and 'man' (after the german 'Mann').

Guatteriopsis ramiflora is the most recently described *Guatteriopsis* species (Simpson 1982). However, it is very clear on the basis of morphological characteristics and molecular data that this species has erroneously been described into *Guatteriopsis*: the petals are imbricate, the pedicel is 2.5–4 cm long (in *Guatteriopsis* <1 cm) and the articulation is suprabasal. Therefore, this species should not have been described as *Guatteriopsis* in the first place. As a consequence, the name of this species is here changed to *Guatteria ramiflora*.

Guatteria blepharophylla Mart. *in* Mart., Fl. bras. 13(1): 38. 1841.

Guatteriopsis blepharophylla (Mart.) R.E. Fr. Acta Horti Berg. 12: 110. t. 6. 1934. BRAZIL. PARÁ: Coari '*In silvis ad Coari*, prov. Rio Negro, November 1819', *C.F.P. von Martius s.n.* (lectotype designated here: M). BRAZIL. PARÁ: Coari ('*In sylvis ad Coari*, provinciae Rio Negro, January 1820'), *C.F.P. von Martius s.n.* (syntype: M). BRAZIL ('*Guatteria blepharophylla* Mart.'), *C.F.P. von Martius s.n.* (syntype: M). BRAZIL. AMAZONAS, Tefé ('Ega'), *E.F. Poeppig 3110* (syntypes: B, BM, GOET, P, W).

Annona sessiliflora Benth., Hooker's J. Bot. Kew Gard. Misc. 5: 8. 1853. *Guatteria sessiliflora* (Benth.) Saff., Contr. U. S. Natl. Herb. 18: 6. 1914. *Guatteriopsis sessiliflora* (Benth.) R.E. Fr., Acta Horti Berg. 12: 109. 1934. BRAZIL. AMAZONAS: Rio Negro, towards confluence with Rio Solimões, V.1851, *R. Spruce 1668* (holotype: K; isotypes: BM, LE, M, NY, W).

Guatteria friesiana (W.A. Rodrigues) Erkens & Maas, ***comb. nov.***

Guatteriopsis friesiana W.A. Rodrigues, Acta Amazonica 11: 49. f. 1. 1981. BRAZIL. AMAZONAS: Manaus, Igarapé Passarinho, 14.III.1956, *D. Coêlho s.n.* (holotype: INPA 3609; isotype: S).

Guatteria hispida (R.E. Fr.) Erkens & Maas, ***comb. nov.***

Guatteriopsis hispida R.E. Fr., Acta Horti Berg. 12: 111. t. 7 & 8. 1934. BRAZIL. AMAZONAS: Manaus, Estrada do Aleixo, km 12, 9.XII.1932, *A. Ducke s.n.* (holotype: S; isotypes: K, RB 23903, US).

Guatteria cryandra Erkens & Maas, *nom. nov.*

Guatteriopsis kuhlmannii R.E. Fr., Acta Horti Berg. 12: 275. t. 8. 1937. BRAZIL. PARÁ: Rio Tucuruí, affluent of Rio Xingu, Victoria, 17.IV.1924, *J.G. Kuhlmann s.n.* (holotype: S; isotype: RB 24361). Not *Guatteria kuhlmannii* R.E. Fr. (1939).

Guatteria ramiflora (D.R. Simpson) Erkens & Maas, ***comb. nov.***

Guatteriopsis ramiflora D.R. Simpson, Phytologia 51: 305. 1982. PERU. San Martín: Prov. Mariscal Caceres, Tocache Nuevo, Quebrada de Ishichimi (Fundo Retiro), 15.IV.1970, *J. Schunke V. 3924* (holotype: F; isotypes: COL, F, MO, P, S, U, US).

2. *Guatteriella* R.E. Fr.

Guatteriella ('small Guatteria'; Fries 1939) is a rare and little known genus and consists of only two species: *G. campinensis* Morawetz & Maas (Amazonian Brazil; Morawetz & Maas 1984) and *G. tomentosa* R.E. Fr. (Amazonian Brazil and Colombia; Fries 1939). The genus has been characterized by laterally flattened (hairy) monocarps, thick and densely hairy, brownish yellow petals, and a percurrent, straight, tertiary venation. Only one species was used for the phylogenetic analysis of Figure 2. However, because of the synapomorphies that unite these two species it is expected that they are sister species and

both should be placed in *Guatteria*. *Guatteriella campinensis* is renamed to *Guatteria campinensis*. Because the name *Guatteria tomentosa* is already in use, *Guatteriella tomentosa* is renamed *Guatteria trichocarpa*. The latter name is chosen because of the very hairy monocarps of this species.

Guatteria campinensis (Morawetz & Maas) Erkens & Maas, ***comb. nov.***

Guatteriella campinensis Morawetz & Maas, Pl. Syst. Evol. 148: 20. f. 12. 1984. BRAZIL. AMAZONAS: km 165 of road from Manaus to Itacoatiara, 24.VIII.1983, *W. Morawetz & D. Coêlho 31 24883* (holotype: INPA; isotypes: U, WU).

Guatteria trichocarpa Erkens & Maas, ***nom. nov.***

Guatteriella tomentosa R.E. Fr., Acta Horti Berg. 12: 541. f. 39. 1939. BRAZIL. AMAZONAS: Rio Solimões, São Paulo de Olivença, 25.II.1932, *A. Ducke s.n.* (holotype: S; isotype: RB 23916). Not *Guatteria tomentosa* Rusby (1910).

3. ***Heteropetalum*** Benth.

The fourth genus in the former *Guatteria* group was *Heteropetalum* ('unequal petals'; Fries 1930) made up of two species (*H. brasiliense* and *H. spruceanum*, both from Amazonian Brazil, southern Venezuela, and southern Colombia). *Heteropetalum* differed from *Guatteria* because its outer petals are greatly reduced in size (becoming almost sepal-like). Fries (1930) split *H. spruceanum* from *H. brasiliense* and split *H. spruceanum* var. *longipetalum* from *H. spruceanum* (*in* Maguire *et al.* 1957). However, the differences between these taxa are so small and subtle (e.g. smaller versus larger leaves; more versus fewer secondary veins) that it is preferred here to unite them again, as was for instance preliminary done by Steyermark & Berry (1995). Furthermore, the basionym of *H. brasiliense*, which is *Guatteria heteropetala*, is taken up again.

Guatteria heteropetala Benth., London J. Bot. 2: 360. 1843

Heteropetalum brasiliense Benth. J. Proc. Linn. Soc., Bot. 5: 69. 1860. BRAZIL. AMAZONAS: Rio Negro, 1839, *R.H. Schomburgk I 950* (holotype K; isotypes BM, F, L, P, U).

Heteropetalum spruceanum R.E. Fr., Acta Horti Berg. 10: 75. t. 3. 1930. VENEZUELA. BOLÍVAR: Río Pasiba ('Vasiva'), affluent of Río Casiquiare, XII.1853, *R. Spruce 3184* (holotype: B; isotypes: BM, BP, C, E, K, MG, NY, P).

Heteropetalum spruceanum var. *longipetalum* R.E. Fr., Mem. New York Bot. Gard. 9: 330. 1957. COLOMBIA. Guainia: Río Atabapo, between San Fernando de Atabapo and Cacagual, 18.XI.1953, *B. Maguire et al. 36261* (holotype: NY; isotype: S).

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors thank Lubbert Westra for his help with the new Latin epithets, Sylvia Mota de Oliveira for her translation of the English title, abstract and keywords into Portuguese, and Christian Bräuchler and Hans-Joachim Esser for providing digital images of the type specimens of *Guatteria blepharophylla* from the Munich Herbarium (M). We also thank two anonymous reviewers for suggesting useful improvements of the manuscript.

REFERENCES

Erkens, R. H. J. 2007. From morphological nightmare to molecular conundrum. Phylogenetic, evolutionary and taxonomic studies on *Guatteria* (Annonaceae). PhD-thesis. Utrecht University, Utrecht, the Netherlands (electronically available at: http://igitur-archive.library.uu.nl/dissertations/2007-0227-200317/UUindex.html).

Erkens, R. H. J.; Chatrou, L. W.; Koek-Noorman, J.; Maas, J. W. & Maas, P. J. M. 2007. Classification of a large and widespread genus of Neotropical trees,

Guatteria (Annonaceae) and its three satellite genera *Guatteriella*, *Guatteriopsis* and *Heteropetalum*. Taxon 56: 757-774.

Fries, R. E. 1930. Revision der Arten einiger Annonaceen-Gattungen I. Acta Horti Bergiani 10: 1-128.

______. 1934. Revision der Arten einiger Annonaceen-Gattungen III. Acta Horti Bergiani 12: 1-220.

______. 1937. Revision der Arten einiger Annonaceen-Gattungen IV. Acta Horti Bergiani 12: 221-288.

______. 1939. Revision der Arten einiger Annonaceen-Gattungen V. Acta Horti Bergiani 12: 289-577.

______. 1943. Einige Gesichtspunkte zur systematischen Gruppierung der amerikanischen Annonaceen-Gattungen. Arkiv för Botanik 30A: 1-31.

______. 1959. Annonaceae. *In*: Melchior, H. (ed.). Die natürlichen Pflanzenfamilien... begründet von A. Engler und K. Prantl, vol. 2, 17a II: 1-171. Duncker & Humblot, Berlin.

van Heusden, E. C. H. 1992. Flowers of Annonaceae: morphology, classification, and evolution. Blumea (Suppl.) 7: 1-218.

Johnson, D. M. & Murray, N. A. 1995. *Guatteria* Ruiz & Pav. *In*: Steyermark, J. A.; Berry, P. E. & Holst, B. K. (eds.). Flora of the Venezuelan Guyana, vol. 2. Timber Press, Portland. Pp. 441-451.

Maguire, B.; Wurdack, J. J. & Collaborators 1957. The botany of the Guayana highland – part II. Memoirs of The New York Botanical Garden 9: 235-392.

Maia, J. G. S.; Andrade, E. H. A.; Carreira, L. M. M.; Oliveira, J. & Araújo, J. S. 2005. Essential oils of the Amazon *Guatteria* and *Guatteriopsis* species. Flavour and Fragrance Journal 20: 478-480.

Morawetz, W. & Maas, P. J. M. 1984. Notes on the systematics of the Amazonian genus *Guatteriella* (Annonaceae). Plant Systematics and Evolution 148: 19-23.

Morawetz, W. & Waha, M. 1985. A new pollentype, C-banded and fluorochrome counterstained chromosomes, and evolution in *Guatteria* and related genera (Annonaceae). Plant Systematics and Evolution 150: 119-141.

Rodrigues, W. A. 1981. *Guatteriopsis friesiana* W. Rodrigues, nova espécie de Annonaceae para a Amazônia. Acta Amazonica 11: 49-51.

van Setten, A. K. & Koek-Noorman, J. 1986. Studies in Annonaceae. VI. A leafanatomical survey of genera of Annonaceae in the Neotropics. Botanische Jahrbücher für Systematik, Pflanzengeschichte und Pflanzengeographie 108: 17-50.

______. 1992. Studies in Annonaceae. XVII. Fruits and seeds of Annonaceae: morphology and its significance for classification. Bibliotheca Botanica 142: 1-101.

Simpson, D. R. 1982. New species from South America III. Phytologia 51: 305-308.

Steyermark, J. A. & Berry, P. E. 1995. *Heteropetalum* Benth. *In*: Steyermark, J. A.; Berry, P. E. & Holst, B. K. (eds.). Flora of the Venezuelan Guayana, vol. 2. Timber Press, Portland. Pp. 452-453.

Walker, J. M. 1971. Pollen morphology, phytogeography and phylogeny of the Annonaceae. Contr. Gray Herb. 202: 1-133.

Sinopse do gênero *Phyllanthus* (Phyllanthaceae) no Nordeste do Brasil

Marcos José da Silva[1,3] & *Margareth Ferreira de Sales*[2]

Resumo

(Sinopse do gênero *Phyllanthus* (Phyllanthaceae) no Nordeste do Brasil) Este trabalho foi baseado na análise de materiais de herbário, documentações bibliográficas e coletas, revelando a ocorrência de 36 espécies do gênero *Phyllanthus* na Região Nordeste do Brasil. Parte destas espécies tem distribuição no domínio do semi-árido, estando oito delas dispersas na porção centro-sul da Bahia, quatro são mais comuns no Nordeste oriental e nove têm distribuição principalmente na faixa litorânca, na Floresta Atlântica. As demais espécies são amplamente distribuidas. É fornecida chave para identificação das espécies e comentários sobre distribuição geográfica e hábitats.
Palavras-chave: *Phyllatheae*, diversidade, distribuição geográfica, taxonomia.

Abstract

(Synopsis of the genus *Phyllanthus* (Phyllanthaceae) from Northeastern Brazil) This work was based on the analysis of the herbarium material, specialized bibliography and field-collections, recording the occurrence of 36 species of the genus *Phyllanthus*. Some species of *Phyllanthus* show distribution in the semi-arid region, with eight species dispersed in the central Southern part of Bahia, four species commonly found in the Eastern part of Northeastern Brazil, and nine species of the genus mainly distributed in the coastal area, in association with the atlantic forest. Other species have a wide ranging distribution. A key to identify the species together with comments about their distribution and habitat is provided.
Key words: *Phyllantheae*, diversity, geographical distribution, taxonomy.

Introdução

Os estudos filogenéticos de Wurdack (2002) e Chase *et al.* (2002), baseados na análise de DNA, comprovaram ser Euphorbiaceae *s.l.* polifilética e deram suporte ao seu desmembramento em três famílias: Euphorbiaceae *s.s.*, incluindo espécies uniovuladas e Phyllanthaceae e Picrodendraceae, reunindo espécies biovuladas. Phyllanthaceae é monofilética e uma das famílias mais diversificadas da ordem Malpighiales (clado Eurosidae I), com aproximadamente 2.000 espécies, arranjadas em 59 gêneros de distribuição cosmopolita (Chase *et al.* 2002; Samuel *et al.* 2005).

Phyllanthus é o maior gênero de Phyllanthaceae e um dos mais diversificados dentre os gêneros de Angiospermas com aproximadamente 1.269 espécies distribuídas pelo globo (Webster 2002b; Kathriarachchi *et al.* 2006). Dentre os países do novo mundo, o Brasil se destaca com cerca de 107 espécies, sendo citadas 200 espécies para o neotrópico (Webster 2002b). No Brasil, representantes de *Phyllanthus* são encontrados em todos os tipos vegetacionais, especialmente nas formações abertas (Silva & Sales 2004, 2007).

Tratamentos sistemáticos para *Phyllanthus* incluindo subgêneros, seções e subseções, foram realizados por diversos autores: Mueller (1866, 1873), Rossignol *et al.* (1987), Webster (1955, 1956, 1957, 1958, 2001, 2002ab, 2003) e Santiago *et al.* (2006). Mesmo assim, não existe, na atualidade, uma classificação para todo o gênero. Entretanto, com base nos trabalhos supracitados pode-se sintetizar a classificação infragenérica de *Phyllanthus* em 10 subgêneros e cerca de 50 seções.

Pouco se sabe sobre a taxonomia das espécies brasileiras deste gênero. Descrições e comentários de algumas delas são encontradas em Mueller (1873), Cordeiro (1992), Ulysséa & Amaral (1997), Smith & Downs (1959) e Santiago *et al.* (2006). Destes, o estudo de Mueller (1873), embora

Artigo recebido em 11/2007. Aceito para publicação em 04/2008.
[1]Universidade Estadual de Campinas/UNICAMP, Instituto de Biologia, Departamento de Botânica, C.P. 6109, 13083-970, Campinas, SP, Brasil.
[2]Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Biologia, Área de Botânica, Rua Dom Manoel de Medeiros s/n, 52171-900, Dois Irmãos, Recife, PE, Brasil.
[3] Autor para correspondência: marcos_agrorural@hotmail.com

desatualizado, é o mais completo por abranger 73 espécies. Se no Brasil o conhecimento sobre *Phyllanthus* é escasso e disperso na literatura, este agrave é ainda maior na Região Nordeste, onde o gênero é mencionado apenas nos estudos de Cordeiro (1995), Carneiro-Torres *et al.* (2003) e os de Silva & Sales (2004, 2007).

Considerando a expressividade de *Phyllanthus* na flora do Brasil, o elevado número de espécimes encontrados sem identificação nos herbários nordestinos e a complexidade morfológica do gênero, este trabalho visa fornecer subsídios para a identificação das espécies de *Phyllanthus* ocorrentes no Nordeste do Brasil e comentários sobre morfologia, distribuição geográfica e hábitats preferenciais das mesmas.

Material e Métodos

Este estudo baseou-se, principalmente, no levantamento de espécimes depositados nos herbários: ALCB, EAC, EAN, ESA, CEPEC, CPATSA, CTES, G, HAS, HB, HRB, HRCB, HUEFS, IBGE, INPA, IPA, JPB, K, MBM, NY, PACA, PEUFR, PMSP, R, RB, RSPF, SJRP, SP, SPSF, TEPB, UB, UEC, UFP, US e VIC (acrônimos segundo Holmgren *et al.* 1990) e, em extensa revisão bibliográfica, além de coletas efetuadas em Alagoas, Bahia, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte e Sergipe.

Os comentários sobre a distribuição geográfica e hábitats das espécies foram baseados nas informações contidas nos rótulos das exsicatas, nas observações feitas em campo e em dados de literatura (Mueller 1866, 1873; Rossignol *et al.* 1987; Webster 1955, 1956, 1957, 1958, 2001, 2002a,b, 2003; Santiago *et al.* 2006). São apresentadas ilustrações para a maioria das espécies, baseadas nos materiais estudados. Uma listagem completa das exsicatas analisadas é fornecida.

Resultados e Discussão

Na Região Nordeste do Brasil foram registradas 36 espécies do gênero *Phyllanthus*. Estas são comumente herbáceas e, menos freqüentemente, arbustivas ou arbóreas. Dentre as espécies arbóreas, foram encontradas: *Phyllanthus acuminatus, P. chacoensis, P. gradyi, P. octomerus* e *P. juglandifolius*.

O padrão de ramificação das espécies pode ser: a) não filantóide, com ramos persistentes e variadamente ramificados, encontrados em 12 das espécies estudadas ou; b) filantóide, com ramos em geral decíduos, plagiotrópicos e dispostos espiraladamente ao longo do ramo principal ou de suas ramificações, encontrado na maioria das espécies (24) (Fig. 1a, b). Neste último caso, os ramos podem ser pinatiformes (Fig. 1a), semelhantes a uma folha composta pinada, ou bipinatiforme (Fig. 1b), semelhantes a uma folha bipinada. Os ramos, às vezes, podem ser modificados em filocládios (Fig. 1c) e entre as espécies brasileiras são encontrados apenas na seção *Choretropsis*, onde podem ser achatados (*P. angustissimus, P. edmundoi, P. flagelliformis, P. gladiatus, P. klotzschianus* e *P. scoparius*) ou cilíndricos a subcilíndricos (*P. choretroides* e *P. spartioides*) e portarem ou não folhas desenvolvidas (Fig. 2a). As folhas são sempre simples, em geral membranáceas com margens planas (a maioria das espécies) ou revolutas (*P. retroflexus*) (Fig. 3e). Catafilos estão presentes na inserção dos ramos das espécies com padrão de ramificação filantóide (Fig. 1d). As inflorescências são unissexuais ou bissexuais, geralmente cimosas (tirsiformes em *P. chacoensis* e *P. juglandifolius*) e mais raramente fasciculadas (*P. gradyi*) ou racemosas (*P. almandensis*). Flores solitárias são encontradas nas terminações dos ramos em *P. niruri, P. minutulus, P. stipulatus* e *P. lindbergii* ou na base, como em *P. urinaria*. As flores em *Phyllanthus* são monoclamídeas com 4 a 6 sépalas, estas unisseriadas na maioria das espécies, excetuando *P. acuminatus, P. brasiliensis, P. edmundoi, P. gladiatus* e *P. scoparius*, onde são bisseriadas. As sépalas possuem cores esbranquiçadas, amareladas ou esverdeadas, mais raramente, vináceas. Os estames são em número de 2 a 6, livres a unidos, com anteras de deicência desde longitudinal a vertical. Androceu formado por dois estames é encontrado em *P. choretroides, P. minutulus* e *P. gradyi*; com quatro em *P. chacoensis* (Fig. 1r) e *P. octomerus*, cinco em *P. tenellus* (Fig. 3n), quatro a seis em *P. juglandifolius* e três nas demais espécies. As flores estaminadas possuem discos (exceto em *P. chacoensis*), comumente segmentados (íntegro

em *P. gradyi*), alternissépalos e extremamente diversificados quanto à forma. O disco pistilado, ao contrário do estaminado, é usualmente íntegro variando de anelar a cupuliforme e, mais raramente, segmentado como em *P. heteradenius* (Fig. 2h). O ovário é 3-carpelar, 3-locular e 2-ovulado por lóculo, exceto *P. chacoensis*, cujo ovário é 2-locular e 1-ovulado. Os frutos são em geral capsulares, mais raramente drupáceos (*P. chacoensis*). As sementes são geralmente trígonas (Fig. 1e), menos freqüentemente plano-convexas, como em *P. acuminatus* (Fig. 1f), ou reniformes, como em *P. juglandifolius* (Fig. 1g) com testa esculturada ou lisa.

Chave para as espécies de *Phyllanthus* da Região Nordeste

1. Plantas com ramos modificados em filocládios.
    2. Filocládios achatados em seção transversal.
        3. Plantas dióicas.
            4. Pedicelo pistilado subcilíndrico; sépalas da série externa do cálice ovais; estiletes bífidos; estigmas agudos; sementes verruculosas .... 17. *P. gladiatus*
            4'. Pedicelo pistilado triangular; sépalas da série externa do cálice obovais; estiletes bilobados; estigmas obtusos; sementes reticuladas .... 14. *P. edmundoi*
        3'. Plantas monóicas.
            5. Folhas desenvolvidas presentes em todos os estádios de desenvolvimento da planta; estames livres; flores de ambos os sexos longo pediceladas (pedicelo de 2,5–8 mm compr. .... 15. *P. flagelliformis*
            5'. Folhas escamiformes ou, quando, desenvolvidas, apenas no estádio inicial do desenvolvimento; estames unidos; flores de ambos os sexos subsésseis ou curto-pediceladas (pedicelo até 1,5 mm compr.) 6
                6. Flores com 5 sépalas unisseriadas; disco das flores estaminadas com segmentos pateliformes .... 22 *P. klotzschianus*
                6'. Flores com 6 sépalas bisseriadas; disco das flores estaminadas com segmentos globosos.
                    7. Flores pistiladas com disco constituído por segmentos cilíndricos; estigmas agudos .... 4. *P. angustissimus*
                    7'. Flores pistiladas com disco pateliforme, com margens ligeiramente crenadas; estigmas obtusos .... 35. *P. scoparius*
    2'. Filocládios cilíndricos a subcilíndricos em seção transversal.
        8. Estames 2; anteras com rimas horizontais .... 11. *P. choretroides*
        8'. Estames 3; anteras com rimas oblíquas . ... 34. *P. spartioides*
1'. Plantas com ramos não modificados em filocládios.
    9. Folhas com base assimétrica.
        10. Folhas sésseis a subsésseis (pecíolo até 1 mm compr.), com ápice subtruncado .... 9 *P. carvalhoi*
        10'. Folhas pediceladas (pecíolo > que 1 mm compr.), com ápice arredondado a agudo.
            11. Folhas com margens hispídulas próximo à base; estames completamente unidos; sépalas 6; frutos bulados .... 36. *P. urinaria*
            11'. Folhas com margens lisas; estames livres a parcialmente unidos; sépalas 5; frutos lisos.
                12. Estames parcialmente unidos; disco estaminado com superfície papilosa ... . 26. *P. niruri*
                12'. Estames livres; disco estaminado com superfície lisa.
                    13. Lâmina foliar 1–1,7 cm compr.; anteras com tecas divergentes pelo conectivo espessado; pedicelo pistilado 3–4 mm compr.; estiletes unidos em coluna .... 30. *P. sincorensis*

13'. Lâmina foliar 1,9–5,5 cm compr.; anteras com tecas não divergentes; pedicelo pistilado 1,8–3 cm compr.; estiletes livres .... 20. *P. hypoleucus*

9'. Folhas com base simétrica.

14. Folhas opostas; flores em racemos terminais .... 2. *P. almadensis*

14'. Folhas alternas; flores em címulas, tirsos ou solitárias e axilares.

15. Estames 2, 4–6 ou 5

16. Estames 2 ou 5.

17. Estames 5; sementes com testa minutamente escamiforme ... 33. *P. tenellus*

17'. Estames 2; sementes com testa estriada ou areolada 18

18. Ervas com até 20 cm alt., lâmina foliar 2,6–5,1mm compr., membranácea; estames unidos; disco pistilado segmentado; sementes estriadas .... 25. *P. minutulus*

18'. Árvores com até 6 m alt.; lâmina foliar 3,8–8 cm compr., cartácea; estames livres, voltados um para o outro; disco estaminado cupuliforme; sementes areoladas .... 16. *P. gradyi*

16'. Estames 4 ou 4–6.

19. Flores estaminadas de uma mesma inflorescência com estames variando de 4–6; anteras cordiformes com rimas oblíquas a sub-horizontais .... 21. *P. juglandifolius*

19'. Flores estaminadas de uma mesma inflorescência sempre com 4 estames; anteras oblongóides com rimas verticais.

20. Disco ausente em ambas as flores; ovário 2-locular; frutos drupáceos .... 10. *P. chacoensis*

20'. Disco presente em ambas as flores; ovário 3-locular; frutos capsulares .... 22. *P. octomerus*

15'. Estames 3.

21. Sépalas 5 em ambas as flores.

22. Estames unidos.

23. Címulas bissexuais dispostas em toda a extensão dos ramos; sépalas com ápice cuspidado; anteras com rimas oblíquas .... 3 *P. amarus*

23' Címulas unissexuais estaminadas dispostas da base até mais da metade do comprimento dos ramos; sépalas com ápice arredondado; anteras com rimas verticais ou horizontais.

24. Plantas sem aerênquima; lâmina foliar estreitamente elíptica; anteras com rimas verticais .... 24 *P. lindbergii*

24'. Plantas com aerênquima próximo à base do caule; lâmina foliar oblonga a oblongo-elíptica; anteras com rimas horizontais .... 31. *P. stipulatus*

22'. Estames livres.

25. Segmentos do disco estaminado elípticos, de ápice caudado ou falcado; sépalas pistiladas cartáceas; pedicelo pistilado 1,7–2 mm compr., cilíndrico .... 19. *P. heteradenius*

25'. Segmentos do disco estaminado obtriangulares, de ápice agudo; sépalas pistiladas membranáceas; pedicelo pistilado ca. 1,2 cm compr., filiforme .... 32. *P. subemarginatus*

21'. Sépalas 6 em ambas as flores.

26. Cálice bisseriado.

27. Lâmina foliar com ápice arredondado; disco estaminado 6-segmentado .... 23. *P. lacteus*

27'. Lâmina foliar com ápice abruptamente acuminado, agudo ou cuspidado; disco estaminado íntegro ou 3-segmentado.
28. Ramos jovens indumentados; lâmina foliar com ápice abruptamente acuminado; disco estaminado 3-segmentado .... 1. *P. acuminatus*
28'. Ramos jovens glabros; lâmina foliar com ápice agudo ou cuspidado; disco estaminado íntegro .... 7. *P. brasiliensis*
26'. Cálice unisseriado.
29. Plantas dióicas; folhas subcoriáceas; estames unidos em coluna..... 18. *P. gongyloides*
29'. Plantas monóicas; folhas membranáceas ou cartáceas; estames livres.
30. Caule em geral com ramos arranjados em zigue-zague; folhas com margem fortemente revoluta .... 29. *P. retroflexus*
30'. Caule com ramos retos; folhas com margem plana.
31. Ramos papilosos; anteras com rimas verticais .... 5. *P. bahiensis*
31'. Ramos glabros; anteras com rimas horizontais.
32. Lâmina foliar 9,7–12,6 × 3,3–4 cm compr.; pedicelo pistilado 15,4–15,6 cm compr. no estádio de frutificação; fruto 9–10 mm diâm. .... 12. *P. cladotrichus*
32'. Lâmina foliar 0,6–1,6 × 1,2–1,5 cm compr.; pedicelo pistilado 0,6–1,5 cm compr. no estádio de frutificação; fruto 1,5–2 mm diâm.
33. Plantas herbáceas até 0,5 m alt.
34. Lâmina foliar orbicular ou oblata; sépalas estaminadas ovais a oval-elípticas e pistiladas oblongas a lineares; pedicelo do fruto ca. 6 mm compr., cilíndrico .... 28. *P. orbiculatus*
34'. Lâmina foliar elíptica a largamente elíptica, elíptico-oboval a oboval; sépalas estaminadas obovais e pistiladas espatuladas; pedicelo do fruto ca. 2 mm compr., clavado .... 8. *P. caroliniensis* subsp. *caroliniensis*
33'. Plantas arbustivas com 0,8–1,6 m alt.
35. Anteras com tecas não divergentes; sépalas pistiladas ca. 2 mm compr. .... 6. *P. blanchetianus*
35'. Anteras com tecas divergentes; sépalas pistiladas ca. 1 mm compr. .... 13. *P. claussenii*

1. *Phyllanthus acuminatus* Vahl, Symb. Bot.: 95. 1791. Fig. 1 h-i

Exclusiva das Américas, ocorrendo desde a porção norte do México até o norte da Argentina incluindo Antilhas (Webster 2003; Silva & Sales 2007). No Brasil está associada às florestas úmidas perenifólias, estacionais litorâneas e também de altitudes, às matas de restingas e às matas de galeria dos cerrados das Regiões Norte, Centro-Oeste, Nordeste e Sudeste. No Nordeste, ocorre da Bahia à Paraíba, crescendo sobre solos argilosos, nas bordas das florestas de terras baixas ("matas atlânticas") voltadas para o litoral e nas de altitudes ("brejos de altitude" ou "matas serranas").

Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Águas Belas, 19.XI.2004, fl. e fr., *M.J. Silva 572* (PEUFR).

2. *Phyllanthus almadensis* Müll. Arg., Fl. bras. 11(2): 28. 873.

Espécie endêmica da Bahia. Cresce na região cacaueira nos limítrofes de Ilhéus e Itabuna, em solos argilosos, em ambientes úmidos e sombreados.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Itabuna, bairro Pedro Jerônimo, 18.X.1980, fl., *T.S. Santos 3614* (CEPEC).

3. *Phyllanthus amarus* Schum. & Thonn., Kongl. Dasnke Vidensk. Skr. 4: 195. 1829. Fig. 1 j

Espécie cosmopolita. No Brasil distribui-se em todas as regiões, crescendo em todos os tipos de vegetação, em ambientes úmidos, perturbados ou ainda como ruderal ou invasora em áreas cultivadas. No Nordeste, ocorre em todos os

estados, em solos arenosos ou areno-argilosos, sendo ainda comum em jardins, como ruderal e em áreas cultivadas.
Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Alagoinha, 9.IV.2002, fl. e fr., *M. J. Silva & J. I. Melo 172* (PEUFR).

4. *Phyllanthus angustissimus* Müll. Arg., Linnaea 32 (4): 55. 1863. Fig. 1 k-l

Espécie endêmica do Brasil e com distribuição disjunta, sendo encontrada na Bahia, Minas Gerais e Rio Grande do Sul. No Nordeste, é referida apenas na Bahia onde habita solos paludosos, dos campos rupestres da Chapada Diamantina e os arenosos de matas de restinga.
Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Palmeiras, no Morro do Pai Inácio, do lado oposto da torre de repetição, 12°27'35"S, 41°26'25"W, 900 m elev., 29.VII.1994, fl. e fr., *A. Pereira et al. 248* (HUEFS).

5. *Phyllanthus bahiensis* Müll. Arg., Linnaea 32 (4): 20. 1863. Fig. 1 m-n

Espécie conhecida da Bahia a Sergipe, onde cresce em matas secundárias litorâneas (Floresta Atlântica) ou higrófila densa, como as de Ilhéus, em ambientes úmidos sobre solos argilosos.
Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Entre Rios, 11°56'S, 38°05'W, 4.XII.2001, fl. e fr., *M. L Guedes et al. 7379* (HUEFS).

6. *Phyllanthus blanchetianus* Müll. Arg., Linnaea 32 (4): 38. 1863.

De acordo com Webster (2002b), esta espécie é endêmica da Bahia, sendo pouco conhecida e não mais recoletada desde seu estabelecimento.
Material examinado: BRASIL. BAHIA: "Parte meridionale", "provinciae Bahia" *J. S. Blanchet 3158A* (holótipo: G!, fotografia do holótipo: PEUFR!).

7. *Phyllanthus brasiliensis* (Aubl.) Poir., *In*: Lam. Encycl. 5: 296. 1804. Fig. 1 o-p

Espécie ocorrendo no norte da América do Sul (Colômbia, sul da Venezuela, Peru e Brasil) (Webster 2003). No Brasil, é mais comum nas florestas baixas do Acre, Amapá, Amazonas e Roraima. Constitui nova referência no estado do Ceará.
Material examinado: BRASIL. CEARÁ: s.l., s.d., fl., *Santos 236* (EAC).

8. *Phyllanthus caroliniensis* subsp. ***caroliniensis*** Walter, Flora Caroliniana: 228. 1788. Fig. 1q

Espécie amplamente distribuída nas Américas, estendendo-se desde o sudeste dos Estados Unidos até a Argentina, incluindo Antilhas (Silva & Sales 2007). No Brasil, distribui-se da Região Norte à Sul, crescendo na floresta atlântica, em cerrado (matas de galeria), caatinga e ainda nas florestas montanas ("brejos de altitudes"). No Nordeste, é encontrada desde as matas de restingas até as caatingas e cerrado. Ocorre geralmente associada a locais sombreados, úmidos ou parcialmente encharcados ou ainda em áreas cultivadas, como ruderal.
Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Barreiros, 27.IX.2004, fl. e fr., *M. J. Silva 555* (PEUFR).

9. *Phyllanthus carvalhoi* G.L. Webster, Lundellia 5: 15. 2002.

Conhecida apenas das matas higrófilas sul-baianas, localidade do tipo. Cresce em local úmido e sombreado.
Material examinado: BRASIL. BAHIA: Itamaraju, fazenda Pau Brasil, entrada no km 5 rodovia Itamaraju/Eunapólis na região da mata higrófila sul-baiana, 3.XI.1983, fl., *A. M. Carvalho et al. 2022* (holótipo: CEPEC!).

10. *Phyllanthus chacoensis* Morong, Ann. New York Acad. Sci 7: 218. 1892. Fig. 1 r-s

Espécie encontrada na Argentina, Brasil e Paraguai (Webster 1967; Silva & Sales 2007). No Nordeste ocorre apenas na vegetação ripária, às margens do rio São Francisco, em solos arenosos ou areno-pedregosos, nos estados da Bahia e Pernambuco.
Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Ipuaçú, Barragem de Bananeiras, 39°5'S, 12°39'W, 120 m alt., 3.VI.1980, fl., *G. Pedra do Cavalo 361* (HRB).

11. *Phyllanthus choretroides* Müll. Arg., Linnaea 32(4): 52. 1863.

Restrita aos campos rupestres dos estados de Minas Gerais e Bahia. Na Bahia, cresce em solos pedregosos, arenosos, ou em fendas de rochas e, ainda, nas margens de pequenos córregos nos campos rupestres da Chapada Diamantina, em altitudes de até 1.100 m.

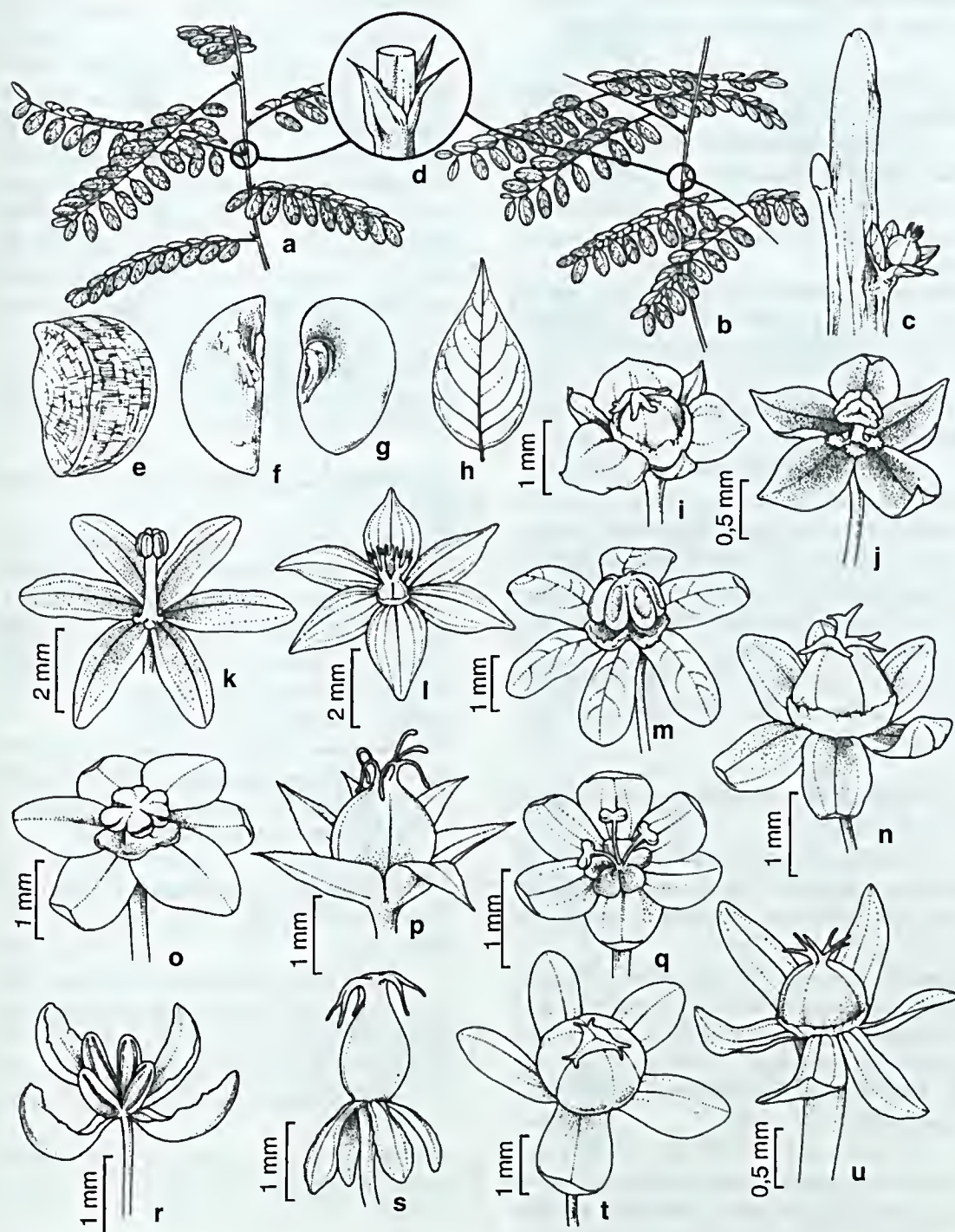



Figura 1 – a. Aspecto do padrão de ramificação filantóide com ramos pinatiformes; b. aspecto do padrão de ramificação filantóide com ramos bipinatiformes; c. ramo modificado em filocládio; d. catafilos; e. semente trígona; f. semente plano-convexa; g. semente reniforme. h-i. *Phyllanthus acuminatus* Vahl. – h. lâmina foliar; i. flor pistilada. j. *P. amarus* Schumm. & Thonn. – j. flor estaminada. k-l. *P. angustissimus* Müll. Arg. – k. flor estaminada; l. flor pistilada. m-n. *P. bahiensis* Müll. Arg. – m. flor estaminada; n. flor pistilada. o-p. *P. brasiliensis* Müll. Arg. – o. flor estaminada; p. flor pistilada. q. *P. caroliniensis* subsp. *caroliniensis* Walter. – q. flor estaminada. r-s. *P. chacoensis* Morong. – r. flor estaminada; s. flor pistilada. t. *P. cladotrichus* Müll. Arg. – t. flor pistilada. u. *P. claussenii* Müll. Arg. – u. flor estaminada.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Itambé, 12.I.1982, fl., *N. Hensold et al. s.n* (SPF 22298)

12. *Phyllanthus cladotrichus* Müll. Arg., Linnaea 32: 25. 1863. Fig. 1 t

Endêmica da Bahia. Habita a região da mata higrófila sul-baiana, no município de Ilhéus, e o centro-litoral da Bahia, no município de Cachoeira, ao longo dos rios Paraguaçu e Jacuípe.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Zona da Sapucaeira, fazenda São José, 17.III.1999, fr., *L. A. Mattos Silva et al. 3903* (HUEFS).

13. *Phyllanthus claussenii* Müll. Arg., Linnaea 32: 40. 1863. Fig. 1 u

Endêmica do Brasil, ocorrendo nas Regiões Nordeste, Sudeste, Centro-Oeste e Sul. No Nordeste, cresce em vegetação de cerrado, campo rupestre, carrasco e caatinga, nos estados da Bahia, Ceará, Paraíba e Pernambuco (Webster 2002b; Silva & Sales 2003, 2007), associada a diferentes tipos de solos.

Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Arcoverde, Serra das Varas, 2.VII.2004, fl. e fr., *M. J. Silva 450* (PEUFR).

14. *Phyllanthus edmundoi* Santiago, Bradea 5(2): 44. 1988.

Endêmica a uma área do município de Lençóis, estado da Bahia, onde cresce em vegetação arbustiva, próxima de ambientes lacustres.

Material examinado: BRASIL. BAHIA: Lençóis, entre 8-10 km a noroeste da cidade, na estrada para Barro Branco, 12°32'S, 41°20'W, s.d., fl. e fr., *G. P. Lewis et al.* 923 (holótipo: CEPEC!).

15. *Phyllanthus flagelliformis* Müll. Arg., Linnaea 32(4): 54. 1863. Fig. 2 a-c

Espécie, até o momento, restrita aos estados de Alagoas e Bahia. Habita ambientes abertos dos campos rupestres, sobre solos arenosos e úmidos, próximo a depressões adjacentes às matas de encosta, em afloramentos rochosos na Bahia. Em Alagoas, é encontrada em vegetação de restinga.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Lençóis, Serra da Chapadinha, 11°09'53"S, 40°30'17"W, 6.IV.1996, fl. e fr., *M. L Guedes et al. 2868* (HRB).

16. *Phyllanthus gradyi* M. J. Silva & M. F. Sales, Novon 16: 421. 2006. Fig. 2 f

Espécie restrita ao Nordeste do Brasil, onde ocorre nos estados de Alagoas, Bahia e Pernambuco. Cresce nas florestas de terras baixas e montanas ("brejos de altitude"), em altitudes de 800–900 m, em Pernambuco; nas florestas montanas e submontanas ("Serra da Pedra Lascada"), em altitudes de 600-900 m, na Bahia, e nas de terras baixas, em Alagoas, em trechos sombreados, sobre solos argilosos recobertos por serrapilheira.

Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Abreu e Lima, 15.XI.2004, fl. e fr., *M. J. Silva & A. G Silva 556* (holótipo: PEUFR!, isótipos: SP!, UEC!, IPA!, INPA!).

17. *Phyllanthus gladiatus* Müll. Arg., Linnaea 32(4): 52. 1863.

No Nordeste é encontrada apenas no sul da Bahia, crescendo tanto nas bordas quanto no interior de matas. Também foi encontrada na costa litorânea do Espírito Santo, onde habita a vegetação de restinga, sobre solos areno-argilosa ou próxima de capoeirões, em solos argilosos (Santiago *et al.* 2006).

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Itacaré, km 49 da rodovia Ilhéus/Itacaré cerca de 11 km ao norte do povoado de Serra Grande, 25.VI.1998, fl., *L. A. Mattos Silva et al. 3781* (ALCB).

18. *Phyllanthus gongyloides* Cordeiro & Carneiro-Torres, Bot. J. Linn. Soc. 146: 247. 2004. Fig. 2 d-e

Espécie provavelmente endêmica dos campos rupestres da Chapada Diamantina, na Bahia. Cresce em solos areno-pedregosos ou pedregosos próximos a fendas de rochas, nos municípios de Campo Formoso, Morro do Chapéu e Pindobaçu.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Morro do Chapéu, Ferro Doido, 17.V.1975, fl., *A. L. Costa & G. M. Barbosa s.n.* (ALCB 3563).

19. *Phyllanthus heteradenius* Müll. Arg., in Mart, Fl. bras. 11(2): 63. 1873. Fig. 2 g-h

Espécie endêmica das Regiões Nordeste e Sudeste (Minas Gerais) do Brasil. No Nordeste está associada à vegetação de caatinga dos estados de Alagoas, Bahia, Paraíba, Pernambuco

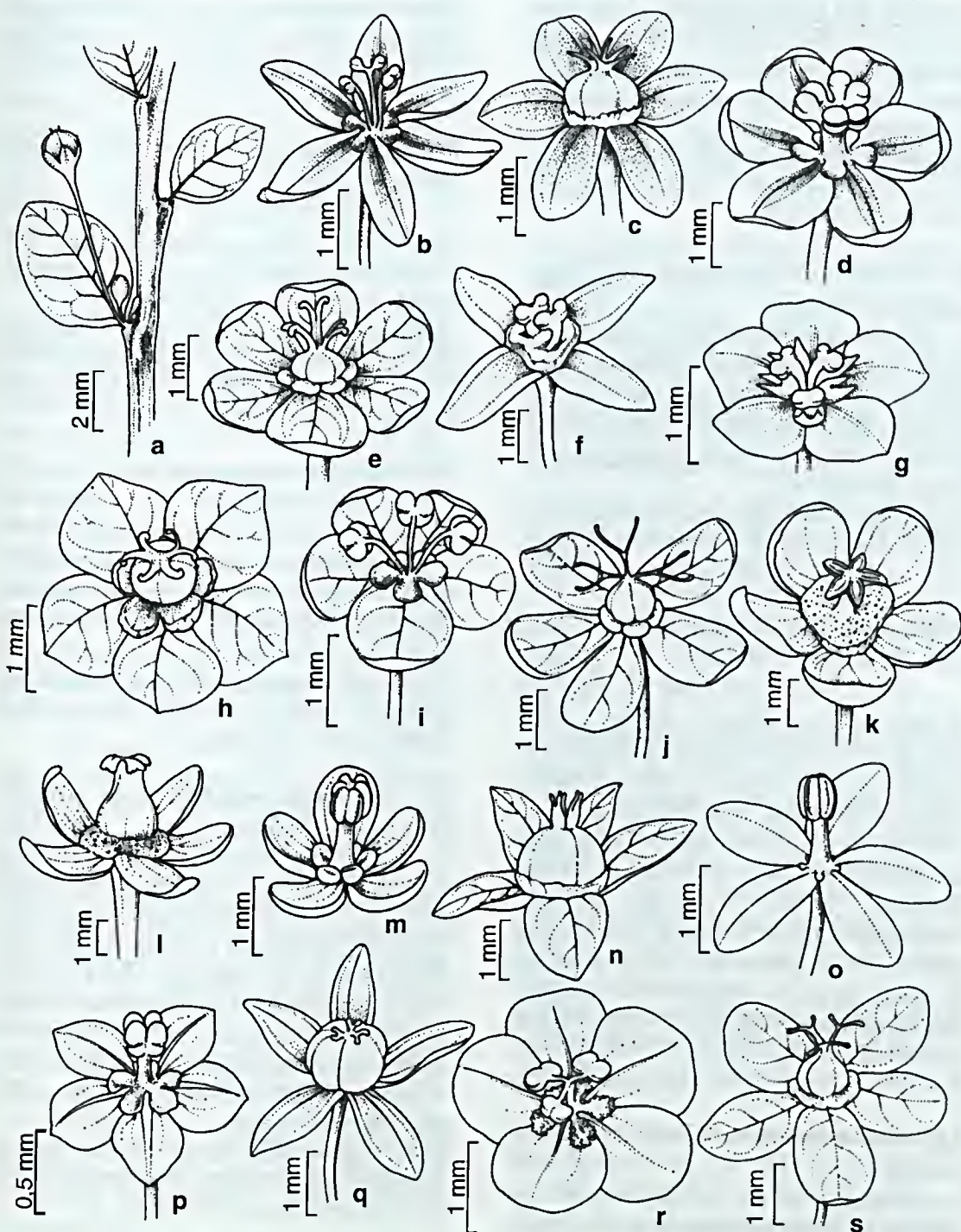



Figura 2 – a-s. *Phyllanthus flagelliformis* Müll. Arg. – a. filocládio com folha desenvolvida; b. flor estaminada; c. flor pistilada. d-e. *P. gongyloides* Cordeiro & Carneiro-Torres. – d. flor estaminada; e. flor pistilada. f. *P. gradyi* M.J.Silva & M. F. Sales. – f. flor estaminada. g-h. *P. heteradenius* Müll. Arg. – g. flor estaminada; h. flor pistilada. i-j. *P. hypoleucus* Müll. Arg. – i. flor estaminada; j. flor pistilada. k-l. *P. juglandifolius* Willd. – k. flor estaminada; l. flor pistilada. m-n. *P. klotzschianus* Müll. Arg. – m. flor estaminada; n. flor pistilada. o. *P. lindbergii* Müll. Arg. – o. flor estaminada. p-q. *P. minutulus* Müll. Arg. – p. flor estaminada; q. flor pistilada. r-s. *P. niruri* L. – r. flor estaminada; s. flor pistilada.

e Sergipe, aos tabuleiros baianos e às dunas litorâneas do Rio Grande do Norte. Habita preferencialmente locais abertos e sombreados, sobre solos arenosos, areno-pedregosos ou areno-argilosos.
Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Brejo da Madre de Deus, 14.II.2004, fl. e fr., *M. J. Silva et al. 383* (PEUFR).

20. *Phyllanthus hypoleucus* Müll. Arg., Linnaea 32: 40.1863. Fig. 2 i-j

Ocorre apenas no Brasil, nos estados do Espírito Santo, Bahia e Pernambuco (Silva & Sales 2007). Distribui-se desde o nível do mar até 1.000 m de altitude (Webster 2002b), exclusivamente no interior ou subosque de matas secundárias.
Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Vicência, Mata do Engenho Canavieira, 26.VIII.2002, fl. e fr., *M. J. Silva 201* (PEUFR).

21. *Phyllanthus juglandifolius* Willd., Enum. Hort. Berol. Suppl. 64. 1813. Fig. 2 k-l

Ocorre, predominantemente, associada às florestas secundárias das porções norte e leste da América do Sul, na Bolívia, Brasil, Equador, Guiana Francesa, Peru, Trindad e Tobago e Venezuela (Standley & Steyermark 1949; Webster 1956; Gillespie 1993). No Brasil distribui-se nas Regiões Norte (Pará, Rondônia), Nordeste (Bahia, Maranhão, Paraíba, Pernambuco) e Sudeste (Minas Gerais, Rio de Janeiro), em ambientes de borda e no interior de matas, em trechos alagadiços ou rochosos.
Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Dom Macedo da Costa, Fazenda Mocambo, 12°56'S, 39°10'W, 31.V.1985, fr., *L. R. Noblick & Lemos 3814* (HUEFS).

22. *Phyllanthus klotzschianus* Müll. Arg., Linnaea 32: 53. 1863. Fig. 2 m-n

Espécie brasileira com distribuição nos estados de Alagoas, Bahia, Espírito Santo, Goiás, Minas Gerais, Pernambuco, Rio de Janeiro, Sergipe e São Paulo (Silva & Sales 2007). Habita ambientes de matas de restingas até a Caatinga, incluindo os campos rupestres e carrascos, geralmente habitando fendas de rochas areníticas ou solos arenosos.
Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Mucugê, acima do Povoado de Guiné, 12°45'34"S, 41°30'35"W, 1.508 m alt., 13.III.2007, fl. e fr., *M. J. Silva et al. 984* (UEC).

23. *Phyllanthus lacteus* Müll. Arg., Linnaea 32(4): 52. 1863.

Registrada apenas para o município de Maráu, Bahia, onde cresce em ambientes úmidos e sombreados, sobre solos argilosos próximos à costa litorânea no sul do estado.
Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Maráu, no km 71 da estrada de Ubaitaba para Ponte do Mutá em direção ao sítio São Marcos, 2.II.1983, fl., *A. M. Carvalho & T. Plowman 1407* (CEPEC).

24. *Phyllanthus lindbergii* Müll. Arg., Fl. bras. 11(2): 35. 1873. Fig. 2 o

Ocorre nos estados de Minas Gerais, Tocantins, Goiás e Bahia, em cerrados (campos limpos e sujos) e veredas. Na Bahia, é registrada apenas nos municípios de Correntina e Barreiras, crescendo próximo a veredas, em solos paludosos.
Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Correntina, 13°31'30"S, 45°22'05"W, 26.VII.1995, fl. e fr., *R. C. Mendoça et al. 2381* (IBGE).

25. *Phyllanthus minutulus* Müll. Arg., Fl. bras. 11(2): 54. 1874. Fig. 2 p-q

Espécie sul-americana que se distribui no Brasil, Colômbia, Guiana e Venezuela (Webster 1956, 2002b; Silva & Sales 2007). No Brasil, ocorre em todas as Regiões, nos diversos tipos de vegetação (Silva & Sales 2007). No Nordeste, é comumente encontrada nas florestas litorâneas, restingas e matas de galeria em cerrado. Habita, preferencialmente, ambientes úmidos e sombreados, sobre solos arenosos e argilosos.
Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Andaraí, próximo a Igatu, 12°53'52"S, 41°18'45"W, 5.II.1999, fl. e fr., *E. M. Silva et al. 58* (HUEFS).

26. *Phyllanthus niruri* L., Sp. pl. 2: 981. 1753. Fig. 2 r-s

Apresenta distribuição americana, ocorrendo dos Estados Unidos até a Argentina, incluindo Antilhas (Webster 1970). No Brasil, distribui-se em todas as Regiões. No Nordeste,

ocorre em locais úmidos e sombreados ou, como ruderal, associada ao cerrado, caatinga, mata de galeria, campos rupestres e na floresta atlântica litorânea ou montana.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Lençóis, próximo ao rio Santo Antônio, 12°39'S, 41°19'W, 380 m, 29.I.1997, fl. e fr., *B. Stannard et al. 4645* (HUEFS).

27. *Phyllanthus octomerus* Müll. Arg., Fl. bras. 11 (2): 30. 1874.

Espécie endêmica do estado da Bahia, sendo conhecida apenas da coleção *Martius s.n.*, referida por Mueller (1874), na Flora brasiliensis. Neste estudo não foi observada em campo, nem examinada a coleção-tipo. Mesmo assim, optou-se por considerar as informações de Mueller (1874) e referi-la entre as demais estudadas. A espécie diferencia-se bastante das demais co-genéricas, principalmente por possuir ovário 4-locular, flores estaminadas com oito sépalas e pistiladas com dez sépalas.

28. *Phyllanthus orbiculatus* L.C. Rich., Act. Soc. Hist. Nat. Paris 1: 113. 1792. Fig. 3 a-b

Apresenta distribuição sul-americana (Brasil, Bolívia, Paraguai, Colômbia, Venezuela, Guianas, Peru e Trindad e Tobago) (Silva & Sales 2007; Gillespie 1993; Webster 1956). No Brasil ocorre da Região Norte à Sudeste, nos estados de Alagoas, Bahia, Piauí, Ceará, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e São Paulo, em vários tipos de vegetação como cerrado, campo rupestre, caatinga, florestas atlântica e amazônica. No Nordeste, ocorre principalmente nos cerrados, campos rupestres e matas estacionais, crescendo tanto em solos areno-pedregosos, quanto nos argilosos.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Abaíra, estrada de Abaíra no sentido de Piatã, 13°14'52"S, 41°45'27"W, 22.III.1999, fl. e fr., *R. M. Harley et al. 5361* (HUEFS).

29. *Phyllanthus retroflexus* Brade, Arch. Jardim Botânico do Rio de Janeiro 15: 8. 1957. Fig. 3 c-e

Ocorre apenas no Brasil, nos estados da Bahia e Espírito Santo. Cresce em campos rupestres com afloramentos graníticos, na Bahia, em altitude variando de 577–800 m e em florestas montanas, no Espírito Santo.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Castro Alves, Serra da Jibóia, 12°51'11"S, 39°28'19"W, 22.XII.1992, fl., *L. P. Queiroz & T. S. N. Sena 2985* (HUEFS).

30. *Phyllanthus sincorensis* G.L. Webster, Lundellia 5: 15. 2002.

Embora seja conhecida apenas da localidade tipo, na Serra do Sincorá na Bahia, (Webster 2002b), esta espécie provavelmente pode ser encontrada no complexo de serras circunvizinhas à Cordilheira do Sincorá, como a do Gobira, do Guiné, da Tesoura, do Mochambongo e da Capa, devido à semelhança edafoclimática, vegetacional e altitudinal.

Material examinado: BRASIL. BAHIA: Campos Gerais, região da Serra do Sincorá entre Brejão e Iracema, 18.II.1943, fl. e fr., *R. L. Fróes 20172* (holótipo: US!).

31. *Phyllanthus stipulatus* (Raf.) Webster, Contr. Gray. Her. 176: 53. 1955. Fig. 3 j-k

Ocorre desde o sudeste dos Estados Unidos, incluindo Antilhas, até a Região Sul do Brasil. Na Região Nordeste, habita especialmente ambientes florestais litorâneos, em locais comumente paludosos, sobre solos hidromórficos (Webster 1970, 2002b), nos estados da Bahia, Alagoas e Pernambuco.

Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Belém de Maria, 4.VI.2003, fl. e fr., *M. J. Silva 339* (PEUFR).

32. *Phyllanthus subemarginatus* Müll. Arg., Linnaea 32(4): 39. 1863. Fig. 3 l-m

Ocorre apenas no Brasil, nos estados da Bahia, Pernambuco, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo (Silva & Sales 2007), crescendo principalmente na porção leste do país. No Nordeste, é comumente encontrada ao longo da floresta atlântica e montana, em locais úmidos e sombreados, sobre latossolo vermelho-amarelo, com serrapilheira.

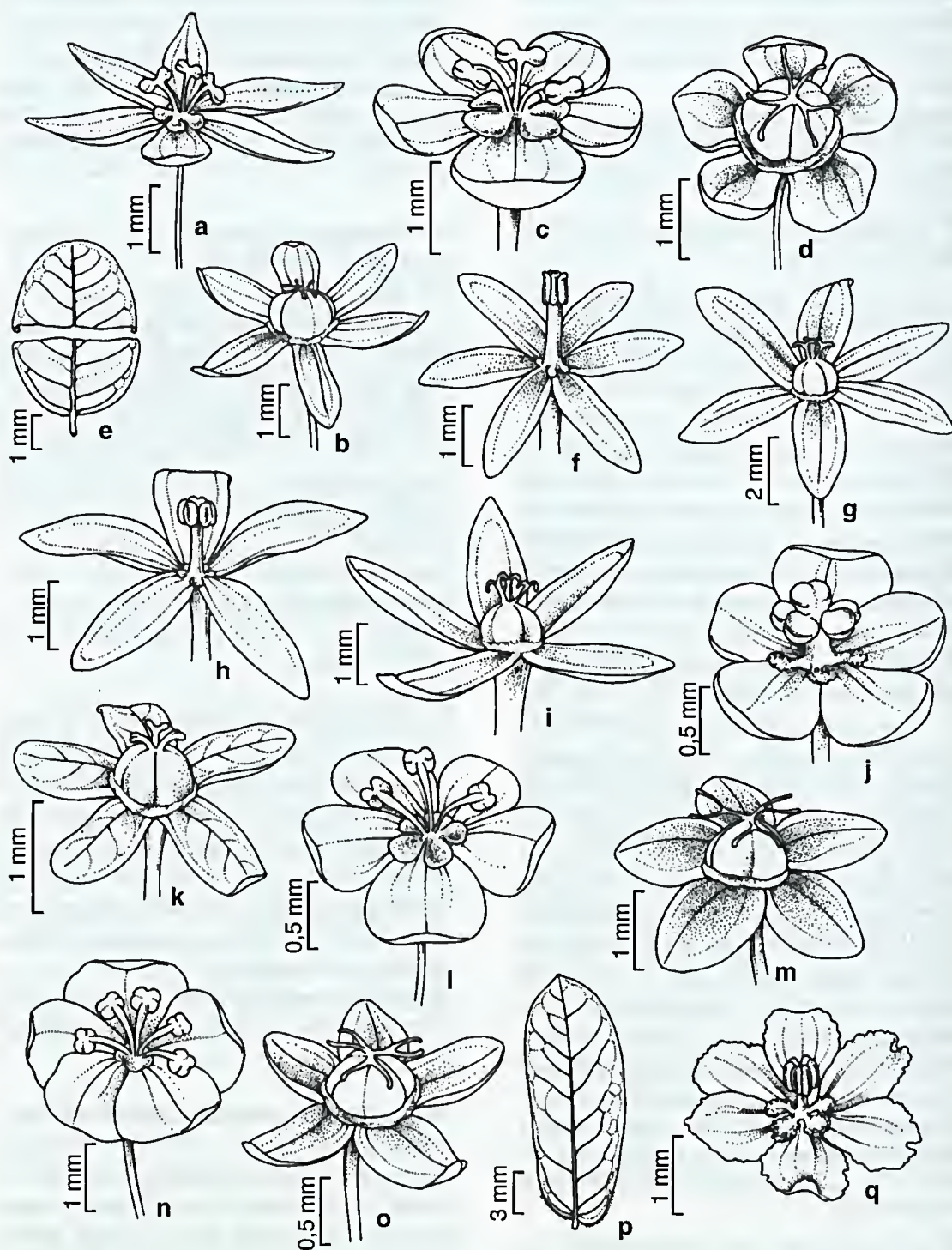



Figura 3 – a-q. ***Phyllanthus orbiculatus*** L.C. Rich. – a. flor estaminada; b. flor pistilada. c-e. ***P. retroflexus*** Brade – c. flor estaminada; d. flor pistilada; e. lâmina foliar com margem revoluta. f-g. ***P. scoparius*** Müll. Arg. – f. flor estaminada; g. flor pistilada. h-i. ***P. spartioides*** Müll. Arg. – h. flor estaminada; i. flor pistilada. j-k. ***P. stipulatus*** (Raf.) Webster. – j. flor estaminada; k. flor pistilada. l-m. ***P. subemarginatus*** Müll. Arg. – l. flor estaminada; m. flor pistilada. n-o. ***P. tenellus*** Roxb. – n. flor estaminada; o. flor pistilada. p-q. ***P. urinaria*** L. – p. lâmina foliar; q. flor estaminada.

Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Taquaritinga do Norte, mata da Microonda, 16.IV.2005, fl. e fr., *M. J. Silva et al. 643* (PEUFR).

33. *Phyllanthus tenellus* Roxb., Flora Indica 2 (3): 668. 1882. Fig. 3 n-o

Espécie pantropical, de acordo com Webster (1956; 1970). No Brasil ocorre da Região Norte à Sul. No Nordeste, é freqüentemente encontrada desde as matas litorâneas até a vegetação de caatinga e no cerrado e, ainda, como invasoras de culturas e jardins.

Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Garanhuns, 19.XI.2004, fl. e fr., *M. J. Silva & J. I. Melo 584* (PEUFR).

34. *Phyllanthus spartioides* Pax & Hoffm., Repert Spec. Nov. Regni Veg. Bd. 19: 174. 1923. Fig. 3 h-i

Espécie com distribuição nas Regiões Nordeste (Bahia), Centro-Oeste (Goiás) e Sudeste (Minas Gerais). Cresce em ambientes úmidos, paludosos ou próximos a matas de galeria em cerrados e campo rupestres, em altitudes entre 1.000–1.700 m. Na Região Nordeste ocorre somente na Bahia, onde é comumente encontrada crescendo em ambientes úmidos, sobre solos arenosos nos campos rupestres da Chapada Diamantina.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Rio de Contas, trilha para o Pico das Almas, 15°31'37"S, 41°58'01"W, 1.795 m elev., 2.III.1999, fl. e fr., *E. Melo et al. 2630* (HUEFS).

35. *Phyllanthus scoparius* Müll. Arg., Fl. bras. 11(2):14. 1873. Fig. 3 f-g

Encontrada apenas na Cadeia do Espinhaço, nos estados de Minas Gerais e Bahia. Cresce entre fendas de rochas e em solos arenosos e úmidos ou, também, nas áreas campestres, com populações de gramíneas e ciperáceas, em solos úmidos, entre altitudes de 700–1.400 m.

Material selecionado: BRASIL. BAHIA: Mucugê, encosta da serra na subida para o Pico do Gobira, 24.I.2000, fl., *L. P. Queiroz et al. 5646* (HUEFS).

36. *Phyllanthus urinaria* L., Sp. pl. 1: 982. 1753. Fig. 3 p-q

Espécie cosmopolita (Rossignol *et al.* 1987). No Nordeste, é registrada nos estados da Bahia e Pernambuco, crescendo, em geral, nas bordas de ambientes florestais litorâneos, em locais úmidos e sombreados, sobre solos argilosos ou, como invasora, em culturas e jardins.

Material selecionado: BRASIL. PERNAMBUCO: Igarassu, 16.X.2002, fl. e fr., *M. J. Silva 243* (PEUFR).

Conclusões

Das 36 espécies de *Phyllanthus* ocorrentes no Nordeste, três apresentam distribuição pantropical (*Phyllanthus amarus*, *P. tenellus* e *P. urinaria*), três são amplamente distribuídas do sul dos Estados Unidos até Argentina (*P. caroliniensis*, *P. niruri* e *P. stipulatus*) e as 30 espécies restantes são principalmente sul-americanas, 24 das quais exclusivas do Brasil.

No Nordeste do Brasil, o estado da Bahia destaca-se por apresentar o maior número de espécies de *Phyllanthus* (35), distribuídas especialmente nos campos rupestres que compõem a Chapada Diamantina e em áreas de caatingas, seguido de Pernambuco (17) onde as espécies ocorrem principalmente nas caatingas hipoxerófilas e florestas montanas situadas entre as subzonas do agreste e sertão. A menor representatividade nos demais estados pode ser conseqüência de um menor esforço de coleta, ou ainda, da carência de botânicos taxonomistas.

Estudos abordando grupos taxonômicos da flora do Nordeste são escassos, porém tornam-se imprescindíveis, uma vez que através do conhecimento do potencial florístico de uma determinada região pode-se, além de avaliar o estado de conservação das espécies e de suas áreas de ocorrências, fornecer subsídios para estudos ecológicos e de conservação.

Lista de Exsicatas

Agra, F. 1649 (1), 642 (13); **Albuquerque** 615 (7); **Alves, M.** 2308 (22); **Anderson** 9224 (19); **Aparecida** 4031 (25); **Árborez** 6328 (25), 188 (31); **Atkins** 4827 (28); **Barbosa, M. R.** 2664 (13); **Barreto** 9764 (13); **Bastos, S. K. M.** 2 (29); **Bautista, H.** 1648 (1); **Belém** 2501 (22); **Blanchet, J. S.** 3158a (6); **Brade A. C.** 19329 (29), 11107 (32); **Branch** 2 (28); **Brito** 57 (3); **Budziak** 47 (36); **Cantarelli** 488 (1), 432 (1); **Carneiro, T.** (26); **Carvalho, A. M.** 972 (4), 2022 (9), 1407 (23); **Carvalho** 741 (1), 71 (3), 82 (32); **Cavalcanti** 111 (28); **Cavalo** 56 (3), 361, 533 (10); **Conceição** 453 (28); **Coons** 77-283 (22); **Cordeiro** 9245 (11); **Cortês** 36 (28), **Davidse** 11872 (15); **Davidson** 10693 (31); **Ehringhaus, C.** 51 (21); **Eiten** 1019, 10279 (3), 9065 (8), 4965 (19), 10907 (22), 10703 (26), 10076 (28), 6261 (32), 7875 (33); **Emmerich, M.** 2856 (32); **Falkenberg** 798 (32), 4797 (33); **Farias** 220 (32); **Farney** 318 (22); **Félix** 2650 (22); **Fernandes** 61, 62 (26); **Ferraz, E.** 598 (16); **Ferreira** 489 (15); **Figueiredo** 179 (26); **Filho** 5 (26); **Fonseca** 1852, 3095 (28); **Fortius** 3367 (8), 652 (10), 3965 (26); **Fróes, R. L.** 20172 (30); **Ganev, W.** 1751, 3081 (12), 1058, 2347 (15), 443 (22); **Gillespie** 879 (1); **Giulietti, A. M.** 1488 (4); **Glaziou** 19824, 15447a (11); **Graham** 394 (21); **Grisi** 112 (3); **Guedes, M. L.** 41 (1), 1407 (4), 7379 (5), 5216 (13), 2868, 5476 (15); **Harley, R. M.** 22525 (4), 2832, 15393, 24353, 27739, 50325 (15), 19499, 24473 (34); **Hatschbach, G.** 28715, 49497 (22); **Heringer, E. P.** 805 (3), 155 (19), 6075 (25), 480, 805 (26), 4072 (28), 3527 (31), 5927, 6710 (33); **Irwin** 17576 (3), 23961 (8), 2149 (8), 28949, 21164 (22), 21186, 28648 (25), 8931, 17808, 27235 (28), 16826, 17534 (31); **Júnior** 2042 (28); **Krapovickas** 45628 (10); **Krause, L.** 112 (26), 67 (32); **Kuhlmann** 83 (33); **Laurênio, A.** 1823 (13), 735, 2022 (19); **Lemos** 59 (26); **Lewis, G. P.** 923 (14); **Lima, A.** 50-576 (1), 66-4537, 73-7285 (1), 55-2213, 66-4537 (3), 9754 (15), 50-454 (16), 51-906, 53-4678 (21), 51-779 (22), 2521 (26), 71-6735 (32); **Lira** 178 (1); **Lyra, S.** 4071 (22); **Lopes** 375 (20); **Lowe** 3985 (33); **Lucena, M. F.** 132 (1), 811 (16), 56 (32); **Luceño** 486 (31); **McDowell** 1919 (31); **Maas, P.** 3411, 7092 (32); **Magalhães** 16908 (22); **Marcon, A.** 58 (32); **Marcondes** 97 (25); **Martins** 117 (26); **Mattos, L. A.** 3903 (12), 3781 (17); **Mayo** 1002 (16), 1037 (32); **Melo, E.** 2630 (34); **Mendonça, R. C.** 2381 (24); **Mexia** 5394 (1), 4332 (26); **Mezena** 1 (33); **Millinkin** 2279 (31); **Ming** 348 (3), 350 (36); **Miranda, A. M.** 985 (26); **Miranda-Silva, E.** 120 (15); **Mori** 4530 (15); **Mota** 21 (1); 1077 (1); **Moura** 779 (19), 443 (25); **Nelson** 1117 (36); **Noblick** 1484 (8), 3814 (21), 3211 (29); **Oldenburger** 1277 (21); **Oliveira, M.** 790 (1), 771 (3); 779 (8), 710 (16); **Paula** 1028 (26); **Peña** 87 (26); **Pereira, A.** 248 (4); **Pickel, B.** 1274 (1), 1962 (3), 662 (8), 11 (16), 1275 (21), 289 (26); **Pimentel, R.** 37, 48 (32); **Pinto** 28 (21); **Pirani, J. R.** 1902 (22); **Plowman, T.** 10071 (12), 12063 (31); **Pontual, I.** 77 (PEUFR); **Queiroz, L. P.** 4336 (19), 2985, 6399 (29), 5646 (35); **Ramalho** 190 (10); **Ramesh** 54 (3); **Ratter** (1); **Reitz** 3479 (8), 2539 (32), 3283 (36); **Rocha** 199 (36); **Sales, M. F.** 644 (26), 207, 400, 464 (32); **Santana** 428 (5); **Santos, T. S.** 3614 (2), 3931 (33); 3932 (36); **Schinini, A.** 8031 (10); **Silva, M. J.** 117, 150, 189, 199, 572, 625 (1); 119, 128, 172, 159, 215, 230, 234, 248, 274, 301, 311, 318, 334, 340, 402, 414, 428, 482, 534, 570, 573, 580 (3), 108, 254, 286, 305, 335, 341, 350, 410, 417, 480, 491, 555, 561 (8), 450 (13), 305, 556, 557, 558, 559, 540, 542, 545 (16), 106, 127, 165, 383, 395 (19), 201 (20), 502 (22), 115, 346 371, 536 (25), 103, 109, 127, 190, 191, 247, 317, 343, 344, 465, 489, 451, 529, 569, 626 (26), 300, 320, 478 (28), 111, 133, 217, 279, 285, 323, 339, 384 (31), 137, 140, 141, 144, 146, 147, 148, 188 (32), 138, 233, 419, 560, 579, 584, 749 (33), 243, 322, 356 (36); **Silva, T.** 60 (21); **Silva** 242 (1), 440 (8), 817 (19); 58 (25), 434 (32), 629 (33); **Smith** 1420 (8); **Soares, R.** 11 (3), 10 (33); **Souza, V.** 10181 (22); **Souza** 4 (15); **Stork** 10487 (7); **Stranghetti** 97 (1); **Strudwick** 4167 (8); **Sucre** 3418 (32); **Tavares** 421 (19); **Teixeira** 1464 (21); **Tsuda** 3 (3); **Torezam, J. M.** 522 (32); **Valverde** 143 (1); **Vidal** 232 (26), 7 (32); **Vieira** 102 (19), 116 (25); **Webster, G. L.** 25727 (15), 1989 (26), 25434 (32); **Zarucchi** 2774 (8).

Agradecimentos

Aos curadores dos herbários aqui listados pelo empréstimo do material. Ao CNPq, pela concessão da bolsa de mestrado (130108/2004-9). Ao Programa de Pós-graduação em Botânica da Universidade Federal Rural de Pernambuco, pelo apoio logístico dispensado e aos consultores *ad hoc* pelas valiosas sugestões.

Referências Bibliográficas

Carneiro-Torres, D. S.; Cordeiro, I. & Giulietti, A. M. 2003. O gênero *Phyllanthus* L. (Euphorbiaceae) na Chapada Diamantina, Bahia, Brasil. Acta Botanica Brasilica 17: 267-280.

Chase, M. W.; Zmartzty, S.; Lledó, M. D.; Wurdack K. J.; Swesen, S. M. & Fay, M. F. 2002. When in doubt, put it in Flacourtiaceae: a molecular phylogenetic analysis based on plastid *rbcL* DNA sequences. Kew Bulletin 57: 141-181.

Cordeiro, I. 1992. Euphorbiaceae na Flora da Serra do Cipó, Minas Gerais. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 13: 169-217.

______. 1995. Euphorbiaceae. *In*: Stannard, B. L. Flora of the Pico das Almas, Chapada Diamantina, Bahia – Brasil. Royal Botanic Garden, Kew. Pp.300-317.

Gillespie, L. J. 1993. Euphorbiaceae of the Guianas: annotated species checklist and key to the genera. Brittonia 45(1): 56-94.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L. C. 1990. Index Herbariorum, part 1: the herbaria of the world. New York Botanical Garden, New York, 693p.

Hunter, J. T. & Bruhl, J. J. 1997. Two new species of *Phyllanthus* and notes on *Phyllanthus* and *Sauropus* (Euphorbiaceae: Phyllantheae) in New South Wales. Telopea 7(2):149-165.

Kathriarachchi, H.; Samuel, R.; Hoffmann, P.; Mlinarec, J.; Wurdack, K. J.; Ralimanana, H.; Stuessy, T. & Chase, M. W. 2006. Phylogenetics of tribe Phyllantheae (Phyllanthaceae; Euphorbiaceae sensu lato) base on *nrITS* and platid *matK* DNA sequence data. American Journal of Botany 93(4): 637-655.

Mueller, J. A. 1866. Euphorbiaceae (Except Euphorbieae). *In*: De Candolle, A. Prodromus systematis naturalis regni vegetabilis 15(2): 189-1286. Victor Masson, Paris.

______. 1873. Euphorbiaceae. *Phyllanthus*. *In:* Martius, C. F. P. & Eichler, A.G. (eds.). Flora brasiliensis. F. Fleischer, Lipsiae, v.15, pars 2. Pp. 24-76.

Rossignol, L.; Rossignol, M. & Haicour, R. 1987. A systematic revision of *Phyllanthus* subsection *Urinaria* (Euphorbiaceae). American Journal of Botany 74(12): 1853-1862.

Samuel, R.; Kathriarachchi, H.; Hoffmann, P.; Barfuss, M. H. J.; Wurdack, K. J.; Davis, C. C. & Chase, M. W. 2005. Molecular phylogenetics of Phyllanthaceae: evidence from plastid *MATK* and nuclear *PHYC* sequences. Americal Journal of Botany 92: 132-141.

Santiago, L. J. M; Louro, R. P. & Emmerich, M. 2006. *Phyllanthus* section *Choreropsis* in Brazil. Botanical Journal of the Linnean Society 150: 131-164.

Silva, M. J. & Sales, M. F. 2004. O gênero *Phyllanthus* L. (Phyllantheae Euphorbiaceae Juss.) no bioma caatinga do estado de Pernambuco. Rodriguésia 54(84): 105-130.

______ & ______. 2007. *Phyllanthus* L. (Phyllanthaceae) em Pernambuco. Brasil. Acta Botânica Brasílica 21(1): 79-98.

Smith, L. B. & Downs, R. J. 1959. Resumos preliminares das Euphorbiáceas de Santa Catarina. Sellowia 11: 155-231.

Standley, P. C. & Steyermark, J. A. 1949. Flora of Guatemala. Fieldiana Botany 24(6): 25-171.

Ulysséa, M. & Amaral, L. G. 1997. Contribuição ao estudo do gênero *Phyllanthus* (Euphorbiaceae) ocorrente na ilha de Santa Catarina, Brasil. Insula 26: 1-28.

Webster, G. L. 1955. Studies of the Euphorbiaceae, Phyllanthoideae. 1. Taxonomic notes of the West Indian species of *Phyllanthus*. Contribuitions of the Gray Herbarium of the Haward University 176: 45-60.

______. 1956. A monographic study of the West Indian species of the *Phyllanthus* L. Journal of the Arnold Arboretum 37(2): 91-122, 217-256, 341-357.

______. 1957. A monographic study of the West Indian species of the *Phyllanthus* L. Journal of the Arnold Arboretum 38: 51-79, 170-198, 295-375.

______. 1958. A monographic study of the West Indian species of the *Phyllanthus* L. Journal of the Arnold Arboretum 39: 49-100, 111-212.

______. 1967. The genera of the Euphorbiaceae in the Southeastern United States. Journal of the Arnold Arboretum 48(3): 303-361.

______. 1970. Revision of the *Phyllanthus* (Euphorbiaceae) in the continental United States. Brittonia 22: 44-76.

______. 2001. Synopsis of *Croton* and *Phyllanthus* (Euphorbiaceae) in Western Tropical Mexico. Contribuition University

of Michigan Herbarium. Ann Arbor 33: 353-388.

______. 2002a. Three new sections and a new subgenus of *Phyllanthus* (Euphorbiaceae). Novon 12: 290-298.

______. 2002b. A synopsis of the Brazilian taxa of *Phyllanthus* section *Phyllanthus* (Euphorbiaceae). Lundelia 5: 1-26.

______. 2003. A synopsis of *Phyllanthus* section *Nothoclema* (Euphorbiaceae). Lundelia 6: 19-36.

Wurdack, K. J. Molecular systematics and evolution of Euphorbiaceae *sensu lato*. 2002. PhD Thesis. University of North Carolina, Chapel Hill, USA.

INSTRUÇÕES AOS AUTORES

Escopo

A Rodriguésia é uma publicação trimestral do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, que publica artigos e notas científicas, em Português, Espanhol ou Inglês em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Encaminhamento dos manuscritos

Os manuscritos devem ser enviados em 3 vias impressas e em CD-ROM à:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030
Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Os artigos devem ter no máximo 30 páginas digitadas, aqueles que ultrapassem este limite poderão ser publicados após avaliação do Corpo Editorial. O aceite dos trabalhos depende da decisão do Corpo Editorial.

Todos os artigos serão submetidos a 2 consultores *ad hoc*. Aos autores será solicitado, quando necessário, modificações de forma a adequar o trabalho às sugestões dos revisores e editores. Artigos que não estiverem nas normas descritas serão devolvidos.

Serão enviadas aos autores as provas de página, que deverão ser devolvidas ao Corpo Editorial em no máximo 5 dias úteis a partir da data do recebimento. Os trabalhos, após a publicação, ficarão disponíveis em formato digital (PDF, AdobeAcrobat) no *site* do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Formato dos manuscritos

Os autores devem utilizar o editor do texto *Microsoft Word*, versão 6.0 ou superior, fonte Times New Roman, corpo 12, em espaço duplo.

O manuscrito deve ser formatado em tamanho A4, com margens de 2,5 cm e alinhamento justificado, exceto nos casos indicados abaixo, e impresso em apenas um lado do papel. Todas as páginas, exceto a do título, devem ser numeradas, consecutivamente, no canto superior direito. Letras maiúsculas devem ser utilizadas apenas se as palavras exigem iniciais maiúsculas, de acordo com a respectiva língua do manuscrito. Não serão considerados manuscritos escritos inteiramente em maiúsculas.

Palavras em latim devem estar em itálico, bem como os nomes científicos genéricos e infragenéricos. Utilizar nomes científicos completos (gênero, espécie e autor) na primeira menção, abreviando o nome genérico subseqüentemente, exceto onde referência a outros gêneros cause confusão. Os nomes dos autores de táxons devem ser citados segundo Brummitt & Powell (1992), na obra "Authors of Plant Names".

Primeira página – deve incluir o título, autores, instituições, apoio financeiro, autor e endereço para correspondência e título abreviado. O título deverá ser conciso e objetivo, expressando a idéia geral do conteúdo do trabalho. Deve ser escrito em negrito com letras maiúsculas utilizadas apenas onde as letras e as palavras devam ser publicadas em maiúsculas.

Segunda página – deve conter Resumo (incluindo título em português ou espanhol), Abstract (incluindo título em inglês) e palavras-chave (até 5, em português ou espanhol e inglês). Resumos e abstracts devem conter até 200 palavras cada. O Corpo Editorial pode redigir o Resumo a partir da tradução do Abstract em trabalhos de autores não fluentes em português.

Texto – Iniciar em nova página de acordo com seqüência apresentada a seguir: Introdução, Material e Métodos, Resultados, Discussão, Agradecimentos e Referências Bibliográficas. Estes itens podem ser omitidos em trabalhos sobre a descrição de novos táxons, mudanças nomenclaturais ou similares. O item Resultados pode ser agrupado com Discussão quando mais adequado. Os títulos (Introdução, Material e Métodos etc.) e subtítulos deverão ser em negrito. Enumere as figuras e tabelas em arábico de acordo com a seqüência em que as mesmas aparecem no texto. As citações de referências no texto devem seguir os seguintes exemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para três ou mais autores ou (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Referência a dados ainda não publicados ou trabalhos submetidos deve ser citada conforme o exemplo: (R.C. Vieira, dados não publicados). Cite resumos de trabalhos apresentados em Congressos, Encontros e Simpósios se estritamente necessário.

O material examinado nos trabalhos taxonômicos deve ser citado obedecendo a seguinte ordem: local e data de coleta, fl., fr., bot. (para as fases fenológicas), nome e número do coletor (utilizando *et al.* quando houver mais de dois) e sigla(s) do(s) herbário(s) entre parêntesis, segundo o *Index Herbariorum*. Quando não houver número de coletor, o número de registro do espécime, juntamente com a sigla do herbário,deverá ser citado. Os nomes dos países e dos estados/províncias deverão ser citados por extenso, em letras maiúsculas e em ordem alfabética, seguidos dos respectivos materiais estudados.
Exemplo:
BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Para números decimais, use vírgula nos artigos em Português e Espanhol (exemplo: 10,5 m) e ponto em artigos em Inglês (exemplo: 10.5 m). Separe as unidades dos valores por um espaço (exceto em porcentagens, graus, minutos e segundos).

Use abreviações para unidades métricas do Systeme Internacional d'Unités (SI) e símbolos químicos amplamente aceitos. Demais abreviações podem ser utilizadas, devendo ser precedidas de seu significado por extenso na primeira menção.

Referências Bibliográficas – Todas as referências citadas no texto devem estar listadas neste item. As referências bibliográficas devem ser relacionadas em ordem alfabética, pelo sobrenome do primeiro autor, com apenas a primeira letra em caixa alta, seguido de todos os demais autores. Quando houver repetição do(s) mesmo(s) autor(es), o nome do mesmo deverá ser substituído por um travessão; quando o mesmo autor publicar vários trabalhos num mesmo ano, deverão ser acrescentadas letras alfabéticas após a data. Os títulos de periódicos não devem ser abreviados.
Exemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

______. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite teses e dissertações se estritamente necessário, isto é, quando as informações requeridas para o bom entendimento do texto ainda não foram publicadas em artigos científicos.

Tabelas - devem ser apresentadas em preto e branco, no formato Word for Windows. No texto as tabelas devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

"Apenas algumas espécies apresentam indumento (Tab. 1)..."

"Os resultados das análises fitoquímicas são apresentados na Tabela 2..."

Figuras - não devem ser inseridas no arquivo de texto. Submeter originais em preto e branco e três cópias de alta resolução para fotos e ilustrações, que também podem ser enviadas em formato eletrônico, com alta resolução, desde que estejam em formato TIF ou compatível com *CorelDraw*, versão 10 ou superior. Ilustrações de baixa qualidade resultarão na devolução do manuscrito. No caso do envio das cópias impressas a numeração das figuras, bem como textos nelas inseridos, devem ser assinalados com *Letraset* ou similar em papel transparente (tipo manteiga), colado na parte superior da prancha, de maneira a sobrepor o papel transparente à prancha, permitindo que os detalhes apareçam nos locais desejados pelo autor. Os gráficos devem ser em preto e branco, possuir bom contraste e estar gravados em arquivos separados em disquete (formato TIF ou outro compatível com *CorelDraw 10*). As pranchas devem possuir no máximo 15 cm larg. x 22 cm comp. (também serão aceitas figuras que caibam em uma coluna, ou seja, 7,2 cm larg.x 22 cm comp.). As figuras que excederem mais de duas vezes estas medidas serão recusadas. As imagens digitalizadas devem ter pelo menos 600 dpi de resolução.

No texto as figuras devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

"Evidencia-se pela análise das Figuras 25 e 26...."

"Lindman (Fig. 3) destacou as seguintes características para as espécies..."

Após feitas as correções sugeridas pelos assessores e aceito para a publicação, o autor deve enviar a versão final do manuscrito em duas vias impressas e em uma eletrônica.

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

Generalidades

Rodriguésia es una publicación trimestral del Instituto de Investigaciones del Jardín Botánico de Río de Janeiro, la cual publica artículos y notas científicas, en Portugués, Español y Inglés en todas las áreas de Biología Vegetal, asi como en Historia de la Botánica y actividades ligadas a Jardines Botánicos.

Preparación del manuscrito

Los manuscritos deben ser enviados en tres copias impresas y en CD-ROM a la:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030 - Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Los artículos pueden tener una extensión máxima de 30 páginas (sin contar cuadros y figuras), los que se extiendan más de 30 páginas podrán ser publicados después de ser evaluados por el Consejo Editorial. La aceptación de los trabajos depende de la decisión del Comité Científico.

Todos los artículos serán examinados por dos consultores *ad hoc*. A los autores será solicitado, cuando sea necesario, modificaciones para adecuar el manuscrito para adecuarlo a las sugerencias de los revisores y editores. Artículos que no sigan las normas descritas serán devueltos.

Serán enviados a los autores las pruebas de página, las cuales deberán ser devueltas al Consejo Editorial en un plazo máximo de cinco días a partir de la fecha de recibimiento. Después de publicados los artículos estarán disponibles en formato digital (PDF, AdobeAcrobat) en el *site* del Instituto de Investigaciones del Jardín Botánico de Río de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Preparación de los manuscritos

Los autores deben utilizar el editor de texto *Microsoft Word* 6.0 o superior, letra Times New Roman 12 puntos y doble espacio.

El manuscrito debe estar formateado en hojas tamaño A4, impresas por un solo lado, con márgenes 2,5 cm en todos los lados de la página y el texto alineado a la izquierda y a la derecha, excepto en los casos indicados abajo. Todas las páginas, excepto el título, deben ser numeradas, consecutivamente, en la esquina superior derecha. Las letras mayúsculas deben ser utilizadas apenas en palabras que exijan iniciales mayúsculas, de acuerdo con el respectivo idioma usado en el manuscrito. No serán considerados manuscritos escritos completamente con letras mayúsculas.

Palabras en latín, nombres científicos genéricos e infra-genéricos deben estar escritas en letra itálica. Utilizar nombres científicos completos (género, especie y autor) solo la primera vez que sean mencionados, abreviando el nombre genérico en las próximas veces, excepto cuando los otros nombres genéricos sean iguales. Los nombres de autores de los taxones deben ser citados siguiendo Brummitt & Powell (1992) en la obra "Authors of Plant Names".

Primera página - debe incluir el título, autores, afiliación profesional, financiamiento, autor y dirección para correspondencia, así como título abreviado. El título deberá ser conciso y objetivo, expresando la idea general del contenido del artículo; además, debe ser escrito en negrita con letras mayúsculas utilizadas apenas donde las letras y las palabras deban ser publicadas en mayúsculas.

Segunda página - debe tener un Resumen (incluyendo título en portugués o español), Abstract (incluyendo título en ingles) y palabras clave (hasta cinco, en portugués o español e inglés). Resúmenes y "abstracts" llevan hasta 200 palabras cada uno. El Consejo Editorial puede traducir el "abstract", para hacer el Resumen en trabajos de autores que no tienen fluencia en portugués.

Texto – iniciar en una nueva página de acuerdo con secuencia presentada a seguir: Introducción, Materiales y Métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos y Referencias Bibliográficas. Estas secciones pueden ser omitidas en trabajos relacionados con la descripción de nuevos taxones, cambios nomenclaturales o similares. La sección Resultados puede ser agrupada con Discusión cuando se considere pertinente. Las secciones (Introducción, Material y Métodos etc.) y subtítulos deberán ser escritas en negritas. Las figuras y las tablas se deben numerar en arábigo de acuerdo con la secuencia en que las mismas aparezcan en el texto. Las citaciones de referencias en el texto deben seguir los ejemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para tres o mas autores o (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Las referencias a datos todavía no publicados o trabajos sometidos a publicación deben ser citados conforme al ejemplo: (R.C. Vieira, com. pers. o R.C. Vieira obs. pers.). Cite resúmenes de trabajos presentados en Congresos, Encuentros y Simposios cuando sea estrictamente necesario.

El material examinado en los trabajos taxonómicos debe ser citado obedeciendo el siguiente orden: lugar y fecha de colección, fl., fr., bot. (para las fases fenológicas), nombre y número del colector (utilizando *et al.* cuando existan más de dos) y sigla(s) de lo(s) herbario(s) entre paréntesis, siguiendo el *Index Herbariorum*. Cuando no exista número de colector, el número de registro del espécimen, juntamente con la sigla del herbario, deberá ser citado. Los nombres de los países y de los estados o provincias deberán ser citados por extenso, en letras mayúsculas y en orden alfabética, seguidos de los respectivos materiales estudiados.

Ejemplo:

BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. y fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Para números decimales, use coma en los artículos en Portugués y Español (ejemplo: 10,5 m) y punto en artículos en Ingles (ejemplo: 10.5 m). Separe las unidades de los valores por un espacio (excepto en porcentajes, grados, minutos y segundos).

Use abreviaciones para unidades métricas del Systeme Internacional d'Unités (SI) y símbolos químicos ampliamente aceptados. Las otras abreviaciones pueden ser utilizadas, debiendo ser precedidas de su significado por extenso en la primera mención.

Referencias Bibliográficas - Todas las referencias citadas en el texto deben ser listadas en esta sección. Las referencias bibliográficas deben ser ordenadas en orden alfabético por apellido del primer autor, solo la primera letra debe estar en caja alta, seguido de todos los demás autores. Cuando exista repetición del(los) mismo(s) autor(es), el nombre del mismo deberá ser substituido por una raya; cuando el mismo autor tenga varios trabajos en un mismo año, deberán ser colocadas letras alfabéticas después de la fecha. Los títulos de revistas no deben ser abreviados.

Ejemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite tesis y disertaciones si es estrictamente necesario, o cuando las informaciones requeridas para un mejor entendimiento del texto todavía no fueron publicadas en artículos científicos.

Tablas - deben ser presentadas en blanco y negro, en el formato Word para Windows. En el texto las tablas deben estar siempre citadas de acuerdo con los ejemplos abajo:

"Apenas algunas especies presentan indumento (Tab. 1)..."

"Los resultados de los análisis fitoquímicos son presentados en la Tabla 2..."

Figuras - no deben ser inseridas en el archivo de texto. Someter originales en blanco y negro tres copias de alta resolución para fotos y ilustraciones, que también puedan ser enviadas en formato electrónico, con alta resolución, desde que sean en formato JPG o compatible con *CorelDraw* versión 9 o superior. Ilustraciones de baja calidad causaran la devolución del manuscrito. En el caso de envío de las copias impresas la numeración de las figuras, así como, textos en ellas inseridos, deben ser marcados con *Letraset* o similar en papel transparente (tipo mantequilla), pegado en la parte superior de la figura, de manera que al colocar el papel transparente sobre la figura permitiran que los detalles aparezcan en los lugares deseados por el autor. Los gráficos deben ser en blanco y negro, con excelente contraste y gravados en archivos separados en disquete (formato JPG o otro compatible con *CorelDraw 10*.). Las figuras se publican con un de máximo 15 cm de ancho x 22 cm de largo, también serán aceptas figuras del ancho de una columna - 7,2 cm. Las figuras que excedan más de dos veces estas medidas serán devueltas. Es necesario que las figuras digitalizadas tengan al menos 600 dpi de resolución.

En el texto las figuras deben ser siempre citadas de acuerdo con los ejemplos de abajo:

"Evidencia para el análisis de las Figuras 25 y 26...."

"Lindman (Fig. 3) destacó las siguientes características para las especies..."

Después de hacer las correcciones sugeridas por los asesores y siendo aceptado el artículo para publicación, el autor debe enviar la versión final del manuscrito en dos copias impresas y en una copia electrónica. Identifique el disquete con nombre y número del manuscrito.

INSTRUCTIONS TO AUTHORS

Scope

Rodriguésia, issued four times a year by the Botanical Garden of Rio de Janeiro Research Institute (Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro), publishes scientific articles and short notes in all areas of Plant Biology, as well as History of Botany and activities linked to Botanic Gardens. Articles are published in Portuguese, Spanish or English.

Submission of manuscripts

Manuscripts are to be submitted with 3 printed copies and CD-ROM to:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030
Brazil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

The maximum recommended length of the articles is 30 pages, but larger submissions may be published after evaluation by the Editorial Board. The articles are considered by the Editorial Board of the periodical, and sent to 2 referees *ad hoc*. The authors may be asked, when deemed necessary, to modify or adapt the submission according to the suggestions of the referees and the editors.

Once the article is accepted, it will be type-set and the authors will receive proofs to review and send back in 5 working days from receipt. Following their publication, the articles will be available digitally (PDF, AdobeAcrobat) at the site of the Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Guidelines

Manuscripts must be presented in *Microsoft Word* software (vs 6.0 ou more recent), with Times New Roman font size 12, double spaced. Page format must be size A4, margins 2,5 cm, justified (except in the cases explained below), printed on one side only. All pages, except the title page, must be numbered in the top right corner. Capital letters to be used only for initials, according to the language.

Latin words must be in italics (incl. genera and all other categories below generic level), and the scientific names have to be complete (genus, species and author) when they first appear in the text, and afterwards the genus can be abbreviated and the authority of the name suppressed, unless for some reason it may be cause for confusion. Names of authors to be cited according to Brummitt & Powell (1992), "Authors of Plant Names".

First page – must include title, authors, addresses, financial support, main author and contact address and abbreviated title. The title must be short and objective, expressing the general idea of the contents of the article. It must appear in bold with capital letters where relevant.

Second page – must contain a Portuguese summary (including title in Portuguese or Spanish), Abstract (including title in English) and key-words (up to 5, in Portuguese or Spanish and in English). Summaries and abstracts must contain up to 200 words each. The Editorail Board may translate the Abstract into a Portuguese summary if the authors are not Portuguese speakers.

Text – starting on a new page, according to the following sequence: Introduction, Material and Methods, Results, Discussion, Acknowledgements and References. Some of these items may be omitted in articles describing new *taxa* or presenting nomenclatural changes etc. In some cases, the Results and Discussion can be merged. Titles (Introduction, Material and Methods etc.) and subtitles must be in **bold** type. Number figures and tables in 1-10 etc., according with the sequence these occupy within the text. References within the text should be in the following forms: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) for three or more authors or (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996). Unpublished data should appear as: (R. C. Vieira, unpublished). Conference, Symposia and Meetings abstracts should only be cited if strictly necessary.

For Taxonomic Botany articles, the examined material ought to be cited following this order: locality and date of collection, phenology (fl., fr., bud), name and number of collector (using *et al.* when more than two collectors were present) and acronym of the herbaria between brackets, according to *Index Herbariorum*. When the collector's number is not available, the herbarium record number should be cited preceded by the Herbarium's acronym. Names of countries and states/provinces should be cited in full, in capital

letters and in alphabetic order, followed by the material studied, for instance:
BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Decimal numbers should be separated by comma in articles in Portuguese and Spanish (e.g.: 10,5 m), full stop in English (e.g.: 10.5 m). Numbers should be separated by space from the unit abbreviation, except in percentages, degrees, minutes and seconds.

Metric units should be abbreviated according to the Système Internacional d'Unités (SI), and chemical symbols are allowed. Other abbreviations can be used as long as they are explained in full when they appear for the first time

References – All references cited in the text must be listed within this section in alphabetic order by the surname of the first author, only the first letter of surnames in upper case, and all other authors must be cited. When there are several works by the same author, the surname is substituted by a long dash; when the same author publishes more than one work in the same year, these should be differentiated by lower case letters suffixing the year of publication. Titles of papers and journals should be in full and not abbreviated.

Examples:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

______. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

MSc and PhD thesis should be cited only when strictly necessary, if the information is as yet unpublished in the form of scientific articles.

Tables – should be presented in black and white, in the same software cited above. In the text, tables should be cited following in the examples below:

"Only a few species present hairs (Tab. 1)..."

"Results to the phytochemical analysis are presented in Table 2..."

Figures (must not be included in the file with text) - submit originals in black and white high good quality copies for photos and illustrations, or in electronic form with high resolution in format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw* vs. 10. Scripts submitted with low resolution or poor quality illustrations will be returned to the authors. In case of printed copies, the numbering and text of the figures should be made on an overlapping sheet of transparent paper stuck to the top edge of the plates, and not on the original drawing itself. Graphs should also be black and white, with good contrast, and in separate files on disk (format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw 10*). Plates should be a maximum of 15 cm wide x 22 cm long for a full page, or column size, with 7,2 cm wide and 22 cm long. The resolution for grayscale images should be 600 dpi.

In the text, figures should be cited according to the following examples:

"It is made obvious by the analysis of Figures 25 and 26...."

"Lindman (Fig. 3) outlined the following characters for the species..."

After adding modifications and corrections suggested by the two reviewers, the author should submit the final version of the manuscript electronically plus two printed copies.

ISSN 0370-6583

Rodriguésia

Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro

Volume 59 Número 3 2008

Rodriguésia

Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro

Volume 59 Número 3 2008

INSTITUTO DE PESQUISAS
JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO

Rua Jardim Botânico 1008 - Jardim Botânico - Rio de Janeiro - RJ - CEP 22460-180

ISSN 0370-6583

Indexação:
e-Journals
Index of Botanical Publications (Harvard University Herbaria)
Latindex
Referativnyi Zhurnal
Review of Plant Pathology
Ulrich's International Periodicals Directory

Edição eletrônica:
http://rodriguesia.jbrj.gov.br

Rodriguésia
A Revista Rodriguésia publica artigos e notas científicas em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Ficha catalográfica:

Rodriguésia: revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. -- Vol.1, n.1 (1935) - .- Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1935-

v. : il. ; 28 cm.

Trimestral
Inclui resumos em português e inglês
ISSN 0370-6583

1. Botânica I. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro

CDD - 580
CDU - 58(01)

Editorial

É uma honra para mim redigir o editorial deste número especial da Rodriguésia, revista na qual tive o prazer de atuar como Editor-assistente até o início deste ano. Quando demos início a este projeto, o objetivo era fazer um número especial sobre Leguminosae, assim como havíamos feito para as Araceae. Nossa expectativa foi superada pela grande quantidade de trabalhos submetidos por colegas de todo o Brasil e de alguns de países vizsinhos, nos obrigando a editorar dois números especiais para a família. No primeiro, foram publicados artigos de inventários, floras regionais, novas espécies, nomenclatura, revisões taxonômicas e morfologia, ampliando assim nosso conhecimento sobre as Leguminosae de diferentes ecossistemas brasileiros.

Para a nossa satisfação, neste segundo número os 13 trabalhos apresentados também abrangem uma grande diversidade de temas. Nas páginas seguintes são divulgados artigos que vão desde uma revisão sobre os estudos citogenéticos já realizados com as Leguminosae americanas até um estudo anatômico de plântulas oriundas de solo contaminado com petróleo. Também compõem este número artigos de floras e inventários realizados em diferentes regiões fitogeográficas do Brasil e uma revisão taxonômica das espécies de *Copaifera* da Amazônia, além de estudos morfológicos de frutos, sementes e pólen. Por fim, publicamos uma nota técnica que estabelece, após décadas de controvérsia, os limites do Jardim Botânico do Rio de Janeiro.

Aproveito a oportunidade para agradecer a todos os autores que atenderam ao convite do corpo editorial e desta forma confiaram seus trabalhos aos cuidados da Rodriguésia. Espero que todos fiquem tão satisfeitos como eu em ver a boa qualidade deste número.

Vidal de Freitas Mansano
Jardim Botânico do Rio de Janeiro

Sumário/Contents

Citogenética evolutiva en Leguminosas americanas / Evolutionary cytogenetics in Americans Legumes
Lidia Poggio, Shirley M. Espert & Renée H. Fortunato 423

O gênero *Mimosa* (Leguminosae-Mimosoideae) na microrregião do Vale do Ipanema, Pernambuco / *Mimosa* L. (Leguminosae-Mimosoideae) in the microrregion of Ipanema Valley, Pernambuco
Juliana Santos Silva[2] & Margareth Ferreira de Sales 435

Bauhinia albicans e *B. affinis*: espécies ameaçadas de extinção no estado do Rio de Janeiro / *Bauhinia albicans* e *B. affinis*: endangered species in Rio de Janeiro State
Ana Celina Lopes Nogueira Rodrigues & Angela Maria Studart da Fonseca Vaz 449

O gênero *Copaifera* (Leguminosae – Caesalpinioideae) na Amazônia brasileira / The genus *Copaifera* (Leguminosae – Caesalpinioideae) in Brazilian Amazonian
Regina C. V. Martins-da-Silva, Jorge Fontella Pereira & Haroldo Cavalcante de Lima 455

Phytogeographical patterns of *Crotalaria* L. species (Leguminosae-Papilionoideae) in Brazil / Padrões fitogeográficos das espécies de *Crotalaria* L. (Leguminosae-Papilionoideae) no Brasil
Andréia S. Flores & Ana Maria G. Azevedo Tozzi 477

Formação de raízes em estacas de duas espécies de *Calliandra* (Leguminosae - Mimosoideae) / Root formation in cuttings of two species of *Calliandra* (Leguminosae - Mimosoideae)
Juliana Lischka Sampaio Mayer, Nerio Aparecido Cardoso, Francine Cuquel & Cleusa Bona 487

Caracterização dos frutos, sementes e germinação de quatro espécies de leguminosas da restinga de Maricá, Rio de Janeiro / Fruit, seed and seedling studies of four species of legume in the restinga of Maricá, Rio de Janeiro
Isabele Pagels Gonçalves, Michele da Costa Gama, Maria Célia Rodrigues Correia & Heloísa Alves de Lima 497

Anatomia das plântulas de *Mimosa pilulifera* (Leguminosae) crescendo em solo contaminado com petróleo e solo biorremediado / Anatomy of the *Mimosa pilulifera* (Leguminosae) seedling growing in petroleum contaminated and bioremediated soil
Renata Charvet Inckot, Cleusa Bona, Luiz Antonio de Souza & Gedir de Oliveira Santos 513

Leguminosae em dois fragmentos de floresta estacional semidecidual em Araponga, Minas Gerais, Brasil: arbustos, subarbustos e trepadeiras / Leguminosae in two fragments of the estacional semidecidual forest fragments in Araponga, Minas Gerais, Brasil: shrubs, subshrubs and vines
José Martins Fernandes & Flávia Cristina Pinto Garcia 525

Estudo taxonômico de *Stylosanthes* (Leguminosae – Papilionoideae – Dalbergieae) em Mato Grosso do Sul, Brasil / Taxonomic study of *Stylosanthes* (Leguminosae-Papilionoideae-Dalbergieae) in Mato Grosso do Sul, Brazil
Leila Carvalho da Costa, Ângela Lúcia B. Sartori & Arnildo Pott 547

Mimosoideae (Leguminosae) nos campos rupestres do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil / Mimosoideae (Leguminosae) in the "campos rupestres" of the Itacolomi State Park, Minas Gerais, Brasil
Valquíria Ferreira Dutra, Flávia Cristina Pinto Garcia & Haroldo Cavalcante de Lima 573

Palinotaxonomia de espécies do gênero *Acacia* (Leguminosae-Mimosoideae) no semi-árido brasileiro / Palynotaxonomy of the species of the *Acacia* (Leguminosae-Mimosoideae) from the Brasilian semi-arid region
Ana Luiza Du Bocage, Mariana Albuquerque de Souza, Silvia Teresinha Sfoggia Miotto & Vania Gonçalves-Esteves 587

Checklist da Flora de Mirandiba, Pernambuco: Leguminosae / Checklist of the Flora of Mirandiba: Leguminosae
Elisabeth Córdula, Luciano Paganucci de Queiroz & Marccus Alves 597

Nota Técnica: Revisão dos limites do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Brasil
Vicente Moreira Conti, Shoji Iwamoto, Thaís Moreira Hidalgo de Almeida & Tânia Sampaio Pereira 603

Citogenética evolutiva en Leguminosas americanas

Lidia Poggio[1, 2], *Shirley M. Espert*[1, 2] & *Renée H. Fortunato*[2, 3,4]

Resumen

(Citogenética evolutiva en Leguminosas americanas) Se presentan las características cromosómicas descriptas hasta el momento en Leguminosas americanas. A través del análisis de estos datos en conjunto con los morfológicos y las filogenias moleculares se proponen hipótesis acerca de los cambios cromosómicos ocurridos durante el proceso de divergencia y especiación de la familia. Los estudios cromosómicos indican una gran variación intergenérica, inter e intraespecífica, además de una amplia diversificación en el tamaño del genoma entre géneros, especies y poblaciones. A partir del número básico ancestral x=7 se deduce que la especiación híbrida poliploide ha sido muy importante en la diversificación de la familia. Por procesos de disploidía creciente y decreciente, tanto a nivel diploide como poliploide se originarían números básicos secundarios y series poliploides modificadas. En la parafilética subfamilia Caesalpinioideae habría predominado el proceso de disploidia decreciente de n=14 a n=11. En la monofilética subfamilia Mimosoideae, ocurrió un evento principal de evolución del número cromosómico de 14 a 13. Por último en Papilionoideae, la subfamilia más derivada de Leguminosae, se observó reducción del número básico de 14 a 7, pasando por números gaméticos de 11 y 8. Por otro lado, el origen recurrente de los poliploides y la ocurrencia de rearreglos intergenómicos, hibridación y poliploidía secundaria, son procesos que dificultan la agrupación natural de los taxones en algunos grupos de la familia Leguminosae.

Palabras clave: Leguminosae, citogenética, poliploidía, evolución cromosómica, hibridación, América.

Abstract

(Evolutionary cytogenetics in Americans Legumes) Chromosomic features described so far for Americans legumes are reviewed and analyzed, simultaneously with morphological and molecular characters. This is an invaluable opportunity to propose hypotheses about chromosome changes during the family divergence and speciation processes. The chromosome studies showed wide inter-generic, inter and intra-specific variability, as well as marked differences in genome sizes between genera, species and populations. By postulating an ancestral basic number of seven (x=7) it is possible to deduce that polyploid hybrid speciation was very important in the diversification of the family as a whole. Due to increasing and decreasing diploidy processes, secondary basic numbers and modified polyploids series could have arised both at diploid and polyploid levels. On the other hand, recurrent origin of polyploids, occurrence of inter-genomic rearrangements, hybridization and secondary polyploidy are all processes that make it difficult to group the taxa within the Leguminosae family in a natural sequence.

Key words: Leguminosae, cytogenetics, poliploidía, chromosome evolution, hybridization, America.

Introducción

La citogenética brinda valiosos aportes para la resolución de problemas taxonómicos, evolutivos y aplicados, contribuyendo al conocimiento del origen y evolución de distintos grupos. Dado que los cromosomas son guías de afinidades filogenéticas e indicadores de las clasificaciones sistemáticas es importante analizar, mediante técnicas de citogenética clásica y molecular (FISH, GISH), las características del cariotipo, el comportamiento meiótico en híbridos y poliploides, y la variación intra- e ínterespecífica en el tamaño del genoma. Asimismo los estudios citogenéticos permiten realizar valiosos aportes al conocimiento de los mecanismos de aislamiento reproductivo y modos de especiación en plantas.

La especiación híbrida es muy común en el reino vegetal, en especial la originada por poliploidía. Los estudios cromosómicos son

Artigo recebido em 09/2006. Aceito para publicação em 01/2008.

[1]Laboratorio de Citogenética y Evolución, Departamento de Ecología, Genética y Evolución, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad de Buenos Aires, Argentina.
[2]Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET).
[3]Instituto de Recursos Biológicos, INTA, Castelar 1712, Provincia de Buenos Aires, Argentina.
[4]Autor para correspondencia: rfortunato@cnia.inta.gov.ar

importantes para analizar la presencia de zonas híbridas con la finalidad de detectar la formación de nuevas subespecies por introgresión y conocer el impacto de la hibridación natural en la formación de complejos híbridos homoploides y/o poliploides (Grant 1985).

Los estudios citogenéticos permiten deducir el número básico, dato muy importante para proponer hipótesis filogenéticas en un grupo. Las principales características que aportan información a la evolución cromosómica son: posición del centrómero, número, tipo y posición de zonas organizadoras del nucleolo, tamaño absoluto y relativo de los cromosomas, cantidad y distribución de heterocromatina, composición del ADN repetido (por técnicas de citogenética molecular) y contenido de ADN total. Leitch *et al.* (1998) investigaron la evolución del tamaño del genoma en Angiospermas analizando en forma conjunta los valores del contenido de ADN existente y árboles filogenéticos robustos basados en caracteres moleculares y morfológicos. La superposición de ambos tipos de estudios permitieron concluir que las angiospermas ancestrales poseían genomas pequeños (menor o igual a 1,4 pg considerando 1 pg= 10-12gr =965 Mbp) siendo la adquisición de grandes genomas una condición derivada que habría surgido repetidamente en la evolución de distintas familias. La presencia del carácter ancestral (genomas pequeños) ha sido retenida en muchos grupos actuales. Soltis *et al.* (2003) confirman que los genomas mayores ocurren en clados que ocupan posiciones derivadas.

Los datos cromosómicos existentes en Leguminosas americanas revelan una gran variación entre géneros, especies de un mismo género y taxones infraespecíficos, encontrando números haploides (n) que varían entre 5 y 15. Goldblatt (1981) analizó los resultados cromosómicos y dedujo que el número básico ancestral en la familia es x=7. Este autor propuso que por procesos de poliploidía se originaron, posteriormente, especies con 2n=28 (x=14); asimismo las tribus más especializadas son las que poseen números cromosómicos más bajos, los que habrían surgido por reducción aneuploide.

Durante la presente revisión, en concordancia con Goldblatt (1981), se encontró que aunque en la mayoría de los casos los estudios citológicos sólo indican el número cromosómico, estos datos son sumamente útiles para delimitar grupos dentro de la familia.

Los cambios cromosómicos pueden producirse, durante el proceso evolutivo, en cualquier sentido y muchas veces en forma cíclica. En citogenética, a diferencia de otras disciplinas, no hay leyes o principios establecidos para utilizar los términos ancestral o derivado, a excepción de la poliploidía cuya reversión es poco frecuente (Jackson 1971; Stebbins 1971; Poggio & Naranjo 2004).

En este trabajo se realiza una revisión de las características cromosómicas representativas descriptas hasta el momento en leguminosas americanas. El análisis de estos datos en conjunto con la caracterización taxonómica y las filogenias moleculares permitirá establecer hipótesis acerca de los cambios cromosómicos ocurridos durante el proceso de divergencia y especiación de la familia.

Materiales y Métodos

Los números cromosómicos fueron relevados de Goldblatt (1981) y de la base de datos Trópicos, Missouri Botanical Garden, USA (http://mobot.mobot.org/W3T/Search/ipcn.html); mientras que para el tamaño del genoma se consultó Benett & Leitch (2003), actualizada en http://www.rbgkew.org.uk/cval/homepage.html.

La evolución de los números cromosómicos fue estudiada en base a uno de los cladogramas propuestos por Lewis *et al.* (2005), el cual representa un resumen de los estudios filogenéticos realizados en Leguminosae en base a secuencias nucleares y de cloroplasto. Sobre este cladograma se optimizó el número gamético, que fue tratado como un carácter multiestado no ordenado. Para la optimización se utilizó el programa WinClada (Nixon 2002).

Resultados y Discusión

Modelos de evolución cromosómica

Para explicar la variación encontrada en los números somáticos (2n) y gaméticos (n) se postulan dos modelos de evolución cromosómica, los cuales no son mutuamente excluyentes: paleopoliploidía a partir de números cromosómicos bajos y disploidía (creciente, decreciente).

El modelo de la paleopoliploidía postula que las especies basales, probablemente ya extintas, poseían 2n =14 (número básico x=7), siendo poliploides la mayoría de las especies actuales con 2n =28 (n=14; 4x, x=7) y un número básico derivado de x= 14. Procesos de hibridación y poliploidía secundarios pueden originar series poliploides (2n= 28, 56) y nuevos números básicos secundarios. De acuerdo a esta propuesta la mayoría de las especies actuales de Leguminosas serían poliploides.

La disploidía se refiere a la existencia de cambios cromosómicos disploides decrecientes o crecientes. En este caso los rearreglos cromosómicos (fusiones o fisiones cromosómicas) disminuyen o aumentan el número de cromosomas y alteran su morfología. Grehilhuber & Ehrendorfer (1988) presentan varios modelos de disploidía para explicar variaciones en el número cromosómico. Estos procesos se pueden dar en especies ancestrales diploides, con series descendentes (14 a 12 a 10), o ascendentes (14 a 16 a 18), o en niveles más elevados de ploidía (28 a 26 a 24 a 22) llevando a la existencia de series poliploides modificadas (2n=14, 28, 26, 24). Por otro lado pueden ocurrir procesos cíclicos, como fusión o fisión, seguidos por poliploidía y, en algunos casos, ocurrencia posterior de disploidía. Es interesante destacar que las fusiones y fisiones mantienen el contenido génico y el tamaño del genoma constantes. En ambos casos se producen cambios en el número de grupos de ligamiento que podrían estar relacionados con el surgimiento de barreras de aislamiento reproductivo y procesos de especiación. En el caso de las fusiones se origina un pequeño fragmento con centrómero que puede perderse o, como fuera postulado para algunos grupos de angiospermas, originar cromosomas supernumerarios, frecuentes en algunas especies de distintos géneros de Leguminosas: *Leucaena, Astragalus, Mimosa, Cassia, Millettia, Tephrosia, Indigofera, Desmodium, Erythrina, Vicia, Medicago, Trifolium, Crotalaria, Genista* (Tropicos: http://mobot.mobot.org/W3T/Search/ipcn.html).

La gran variación encontrada en los números cromosómicos puede ser explicada por la actuación conjunta de ambos modelos (paleopoliploidía y disploidía): especies ancestrales con 2n=14 pueden originar especies con 2n=28 cromosomas, y la posterior ocurrencia de cambios disploides (crecientes o decrecientes) explicarían la presencia de otros números cromosómicos frecuentes (26, 24, 22, etc.) (Fig. 1a).

Además de los dos modelos postulados, también es posible interpretar la variación cromosómica como derivada por hibridación y poliploidia secundaria. El cruzamiento de taxones con número cromosómico 2n=12 y 2n= 14 originarían híbridos 2n= 13 que por poliploidía darían especies de 2n= 26 cromosomas, por lo tanto estas especies serían de origen híbrido (alopoliploides), siendo x= 13 un número básico secundario o derivado (Fig. 1a), pudiendo surgir por un nuevo evento de poliploidía individuos 2n=52 (poliploidía secundaria). Si sólo se dispone de los datos cromosómicos es difícil discernir si una especie se originó por disploidia decreciente, o por hibridación y poliploidía secundaria.

Algunos géneros presentan números cromosómicos poco frecuentes (Ej. *Ononis*: 2n=30); en este caso se originan números básicos secundarios (x=15) por hibridación y poliploidía. Posteriormente podrían ocurrir cambios disploides (decrecientes o crecientes) dando lugar a 2n= 28 (x=14) o 2n= 32 (x=16) (Fig. 1b).

Para discernir entre los modelos propuestos es necesario un conocimiento completo del grupo desde un enfoque multidisciplinario que incluya, además de los análisis cromosómicos,

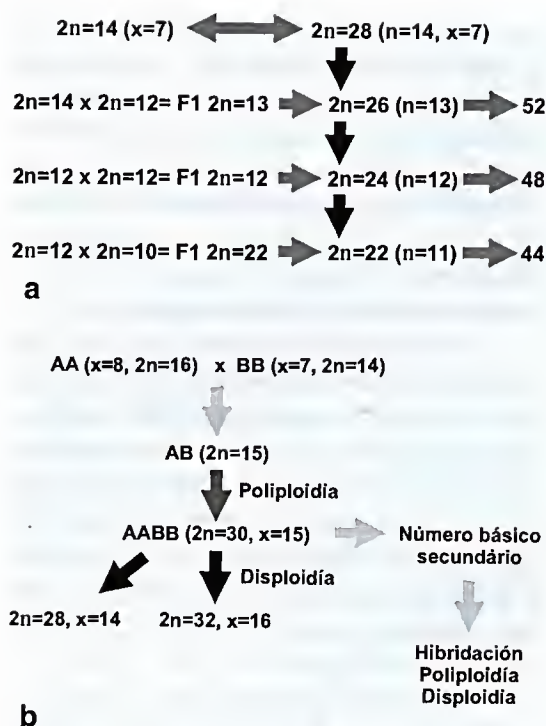



Figura 1 - a. Modelo general de evolución cromosómica en Leguminosae. En gris claro se indican eventos de poliploidía, en negro eventos de disploidía. b. Ejemplo de evolución cromosómica.

estudios morfológicos y moleculares. Solo de esta manera se podrán revelar casos de poliploidía ancestral o críptica, entender las relaciones evolutivas dentro de complejos poliploides y distinguir entre su origen único o recurrente.

Actualmente las técnicas de citogenética molecular, como *hibridación in situ*, han permitido realizar aportes relevantes en este tipo de estudios (Bennett 1995). Una de las aplicaciones de esta técnica es la obtención de un mapa físico, funcional y estructural del genoma (FISH) utilizando secuencias de distinto origen (Naganowska & Zielinska, 2002; Sede *et al.* 2006): Figuras 2g, h. Mediante esta técnica, en *Arachis* se realizó el mapeo físico de regiones rRNA aportando evidencias acerca de los progenitores diploides de *A. hypogaea* (Seijo *et al.* 2004) y, en *Vicia*, permitió resolver la taxonomía de grupos complejos (Ruijin *et al.* 2001). Moscone *et al.* (1999) lograron mediante marcadores moleculares identificar cromosomas en *Phaseolus*. Asimismo, con ADN genómico total como sonda (GISH) se pueden revelar homologías específicas, principalmente en secuencias repetidas, posibilitando: reconocer especies parentales en híbridos y poliploides, analizar afinidades genómicas interespecíficas, detectar reestructuraciones cromosómicas y, existencia de apareamiento intergenómico y recombinación (Bennett 1995; Sharma & Sharma 2001). Antecedente de la aplicación de esta técnica en Leguminosas es el grado de afinidad genómica mostrada entre distintas especies de *Phaseolus* (Mercado-Ruaro & Delgado Salinas 2000).

Variación del tamaño del genoma

El tamaño del genoma es un carácter clave en la biodiversidad, siendo útil en un contexto filogenético y en el análisis de los mecanismos involucrados en la evolución cromosómica (Bennett & Leitch 2005).

En relación al número de especies que posee la familia Leguminosas, son pocos los datos que incluyen el tamaño del genoma. La búsqueda bibliográfica realizada indicó ca. 600 datos en un rango de 400 a 26,000 Mbp/1C. En la familia el valor C por genoma básico es en general muy bajo, a excepción de géneros y/o especies especializadas o cultivadas, en las que se encuentra una gran variación intra e interespecífica (http://www.rbgkew.org.uk/cval/homepage.html; Doyle & Luckow 2003).

En Papilionoideae hay grupos con muy bajo contenido de ADN, que oscila entre 417–466 Mpb (*Vigna, Phaseolus, Lotus*). Por otro lado en la tribu Dalbergieae existen representantes con mayor valor C (*Dalbergia* 1.200 Mbp, *Arachis* 1.400–3.400 Mbp). Aunque los datos indican la existencia de genomas pequeños en la mayoría de las leguminosas (Doyle & Luckow 2003), en la tribu Fabeae hay un drástico aumento en el tamaño a nivel diploide y una importante variación interespecífica (2.000–14.000 Mbp, en *Lathyrus, Vicia, Lens, Pisum*).

Por su parte la subfamilia Mimosoideae todas las especies estudiadas hasta el momento,

poseen genomas pequeños (*Prosopis, Acacia*: 200 Mbp a 500 Mbp/1C).

En Caesalpinoideae no se conoce el tamaño del genoma del género basal de Leguminosas: *Cercis* (2n=14), pero entre los representantes de la tribu Cercideae, *Bauhinia* (2n=28 y 26: Fig. 2f) posee un genoma de 588 Mbp. En el resto de las Caesalpinoideae y Mimosoideae estudiadas el valor C oscila entre 600 y 900 Mpb. Sobre esta base Doyle & Luckow (2003) deducen que las leguminosas basales poseerían genomas pequeños.

Análisis filogenético de la variación cromosómica

De acuerdo a los antecedentes filogenéticos (Kaas & Wink 1996; Wojciechowski 2003; Wojciechowski *et al.* 2004), las subfamilias Papilionoideae y Mimosoideae serian monofiléticas y Caesalpiniodeae seria parafilético (Fig. 3). En el cladograma (Fig. 3) se observa una tendencia hacia la disminución del número cromosómico como resultado de una disploidía decreciente.

Las especies de Caesalpinioideae presentan una gran variación en el número somático, con 2n =14, 16, 20, 22, 24, 26, y 28 cromosomas. Los géneros con 2n=14 (x=7) como *Cassia, Senna* y *Cercis*, estarían indicando que la poliploidía ocurrió temprano en el proceso evolutivo. Cabe destacar que *Cercis* sería el género de origen más basal en Leguminosas (Goldblatt 1981; Lewis *et al.* 2005). En *Senna* y *Cassia* están presentes ambos niveles de ploidía: 2n=14 y 2n=28 (Fig. 2d), existiendo en este último género especies con 2n=21, lo que sugiere la probable presencia de hibridación entre entidades con distintos niveles de ploidía. A su vez en la tribu Detariae, la mayoría de los géneros que crecen en Sudamérica poseen n=12 cromosomas. El análisis de los datos indica que en esta subfamilia habría predominado el proceso de disploidia decreciente (n=14 a n=11), existiendo series poliploides en algunos géneros como *Caesalpinia* (2n=12 y 2n=24); asimismo en representantes de *Chamaecrista* que crecen en Brasil (2n= 14, 16 y 32), se ha postulado una evolución cromosómica por disploidia y posterior poliploidía (Biondo *et al.* 2006). En relación a la morfología cromosómica, los estudios realizados en Caesalpinioideae muestran cromosomas pequeños (menor a 3 m) y cariotipos simétricos, siendo muy poco frecuente la presencia de cromosomas con centrómero terminal o subterminal (Zanin & Cangiano 2001).

En la monofilética Mimosoideae, ocurrió un evento principal de evolución del número cromosómico de 14 a 13 (Fig. 3). El género *Dinizia* presenta n=14, mientras que las tribus Acacieae, Ingaeae y Mimoseae poseen como número gamético más común n=13 (2n=26); sobre la base que *Dinizia* es considerado género basal de la subfamilia (Lewis *et al.* 2005) el número cromosómico de estas tribus se habría originado por disploidia decreciente a partir de n=14. No obstante, es importante mencionar que en Mimoseae hay representantes genéricos con n=14 como *Prosopis* (Fig. 2a) y *Neptunia*, y en otros grupos de la subfamilia también varios géneros que presentan series poliploides, como *Samanea* (13, 26), *Inga* (13, 26) y *Acacia* (13, 26, 39, 52,104); el recuento 2n= 39 indicaría la existencia de hibridación entre taxones con distinto nivel de ploidía.

Un caso interesante es *Prosopis* (2n=28), el cual fue considerado un paleopoliploide (x=7); en este género ocurre frecuente hibridación e introgresión interespecífica, y escasa poliploidía (Hunziker *et al.* 1975; Naranjo *et al.* 1984; Hunziker *et al.* 1986). A su vez en representantes de Brasil, Paraguay y Argentina de *Mimosa* se han registrado distintos niveles de ploidía (13, 26, 52) (Seijo 2000; Seijo *et al.* 2004).

Los géneros monotípicos del Sur de Sudamérica: *Piptadenopsis y Mimozyganthus* presentan 2n=28 cromosomas; ambos son conflictivos desde el punto de vista sistemático y estarían relacionados, de acuerdo a la filogenia molecular propuesta por Luckow *et al.* (2005), con *Prosopidastrum* y *Leucaena*. En este último género hay evidencias citogenéticas, morfológicas y moleculares que

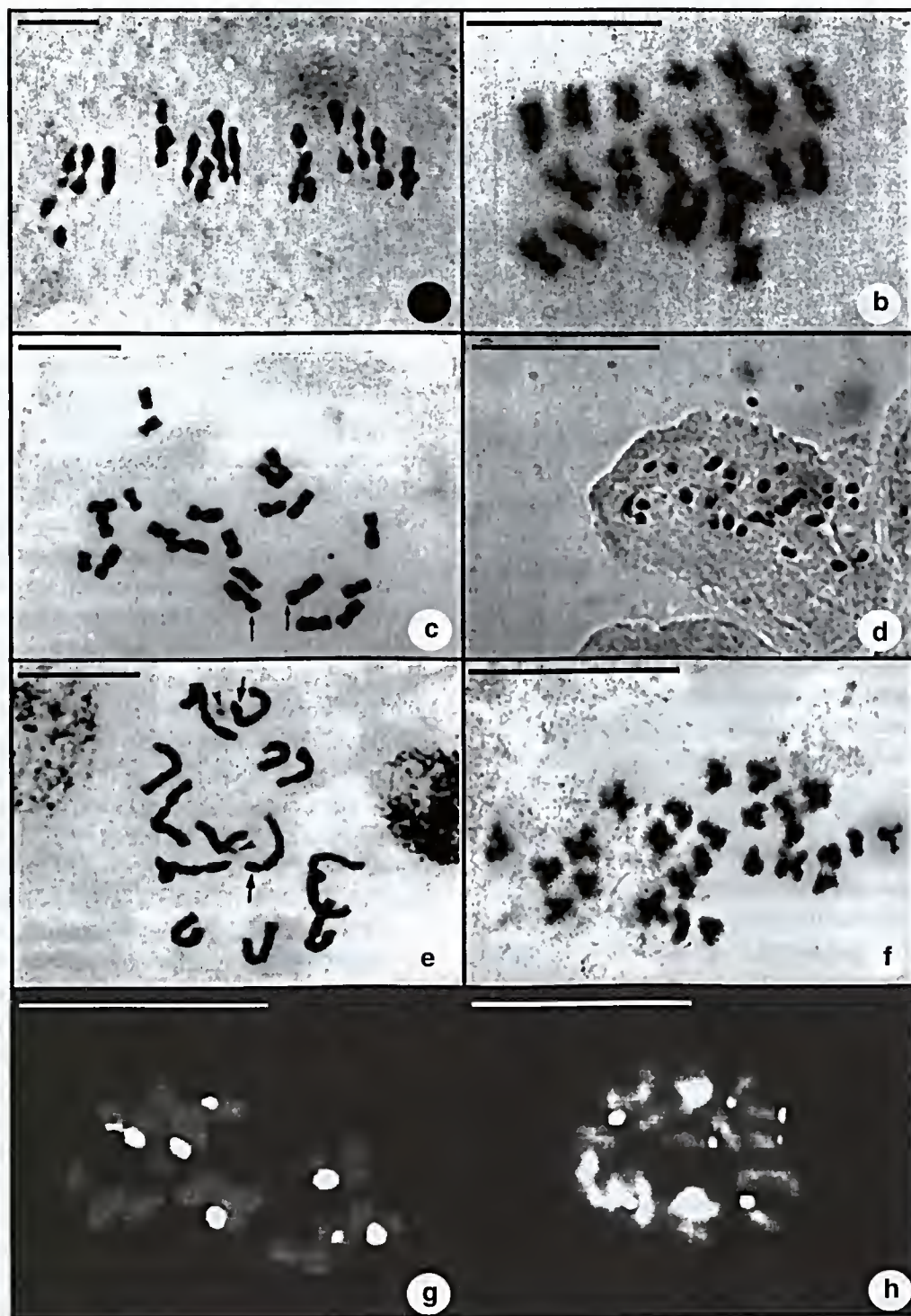



Figura 2 – a. Cromosomas meióticos de *Prosopis ruscifolia*, 2n=28 (Hunziker *et al.* 1975); b. bandeo C de células en metafase de *Phaseolus coccineus* ssp. *coccineus*, 2n=22 (Castagnaro *et al.* 1990); c. células somáticas en metafase de *Astragalus pehuenches*, 2n=22 (Dopchiz *et al.* 1995); d. metafase de *Senna chloroclada* 2n=28; e. cromosomas somáticos de *Vicia pampicola*, 2n=14 (Naranjo *et al.* 1998); f. metafase de *Bauhinia uruguayensis*, 2n=26; g. hibridación in situ de *Galactia fiebrigiana*, 2n=20 (Sede *et al.* 2006); h. hibridación in situ de *Collaea stenophylla*, 2n=20, usando como sonda la región rDNA pTa71 (Sede *et al.* 2006). La barra en las figuras a-f representa 10 µm y g-h 5 µm

sugieren que la hibridación interespecífica y poliploidía han sido relevantes en su evolución (n=13, 26, 52,104/14, 28, 56, 112); como antecedente se indica que *Leucaena* presenta especies de origen híbrido homoploide y poliploide, y polimorfismo numérico para cromosomas accesorios (cromosomas B), lo cual complica los análisis convencionales de relaciones especificas tanto a nivel taxonómico como evolutivo (Hughes *et al.* 2002; Boff & Schifino Wittman 2003). *Calliandra* es atípico en la tribu Ingeae, por ser el único representante genérico con 2n=16 cromosomas.

Papilionoideae constituye un grupo monofilético que habría aparecido hace 45–50 millones de años (Wojciechowski 2003). En esta subfamilia los grupos más derivados presentan reducción del número básico de 14 a 7, pasando por números gaméticos de 11 y 8 (Fig. 3).

A continuación se detallan antecedentes de variación cromosómica en algunos géneros de esta subfamilia.

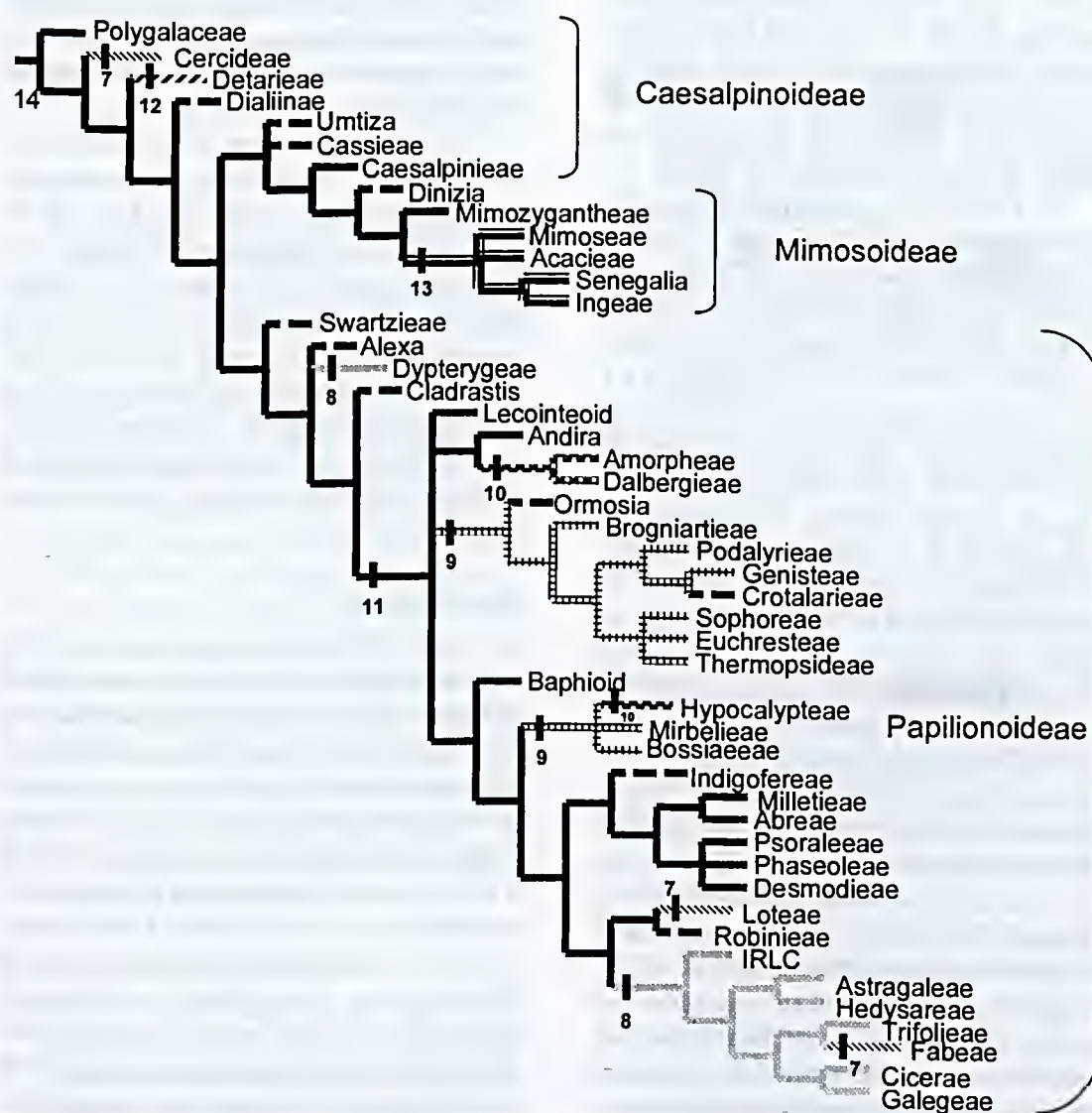



Figura 3 - Cladograma de Leguminosae (Lewis *et al.* 2005), con el carácter “número cromosómico” optimizado; los estados se indican con distintos colores de ramas, la línea punteada representa una reconstrucción ambigua.

Lupinus (tribu Genisteae) presenta una gran variación cromosómica y series poliploides (n= 12, 18, 19, 20, 21, 24, 26, 36, 38, 40, 42, 48, 50). En este género existirían varios números básicos, surgidos por cambios disploides que habrían originado series poliploides: x=6 (2n=12, 18, 24, 36, 48, 96); x= 5 (2n=40, 50, 100); y x=9 (2n=18, 36, 54, 52). Algunos números gaméticos (ej. 19, 21) son números básicos secundarios que surgieron por alopoliploidía. El contenido de ADN en este género oscila entre 0.97 y 2.44 pg (2C) (Naganowska *et al.* 2003).

En la tribu Crotalariae, *Crotalaria* presenta como números cromosómicos más frecuentes 2n=16, 32 (x=8); sin embargo hay algunas especies con 2n=14 (x=7). En este género las características cromosómicas corroboran la agrupación de especies en distintas secciones (Almada *et al.* 2006).

En Phaseoleae, el género *Phaseolus* presenta generalmente 2n=22 (x=11), aunque se han registrado especies con 2n=20 (Fig. 2b). El tamaño del genoma varía entre 1.5 a 1.98 pg (2C). Esta variación estaría relacionada a cambios en cantidad y posición de heterocromatina y a características ecológicas y climáticas (Castagnaro *et al.* 1990; Mercado-Ruaro & Delgado Salinas 1998; Mercado-Ruaro & Delgado Salinas 2000). Los registros cromosómicos en *Camptosema* son 2n=22 y 2n=20 (Turner & Irwin 1961; Coleman & Smith 1969; Sede *et al.* 2003; Sede *et al.* en prensa); esta variación numérica se observa principalmente en especies que crecen en el Sur de Sudamérica y, que además poseen caracteres morfológicos relacionados con *Galactia* y *Collaea*, dificultando la delimitación genérica. Asimismo, estos dos últimos géneros presentan también registros con n=10, 2n=20 (Turner 1956; Krapovickas 1965; Fernández 1977; Coleman & Demenezes 1980; Seijo & Vanni 1999; Bossi & Daviña 2000; Sede *et al.* 2003). Las especies hasta el momento estudiadas del complejo *Galactia-Collaea-Camptosema* han mostrado variación interespecífica, y pequeño tamaño de cromosomas, ambos tipos de datos están imposibilitado utilizar la localización de zonas rDNA mediante FISH para la diferenciación genérico-específica (Fig. 2g-h) (Sede *et al.* 2006).

Astragalus (tribu Astragaleae) presenta una gran variación en el número, tamaño y morfología cromosómica (n= 6, 8, 10, 11, 12, 13, 14, 15). Este género posee cariotipos bimodales (Fig. 2c), variación en el tipo y posición de satélites, y en el contenido de ADN (2C=2.8–3.7 pg) (Dopchiz *et al.* 1995).

El género *Arachis* (tribu Dalbergieae, sensu Lavin *et al.* 2001; Klitgaard & Lavin 2005) posee la mayoría de las especies con 2n=2x=20 (x=10) cromosomas, sin embargo, Lavia (1998) describió un nuevo número básico (x=9; 2n=18). Esta autora propone que x=9 seria derivado de x=10 por aneuploidía (disploidia decreciente).

En la tribu Fabeae, *Vicia* posee gran variación en el número y morfología cromosómica (Fig. 2e): 2n=10, 12, 14, 24, 28 (x=5, 6, 7). Su contenido de ADN varía entre 3.66–27.07 pg (2C) (Naranjo *et al.* 1998); mientras que en *Lathyrus* el numero cromosómico es constante (2n=14) y las especies sudamericanas se diferencian por su formula cariotípica (Seijo & Fernández 2003). Ambos géneros se caracterizan por poseer el mayor tamaño del genoma descrito para leguminosas.

Conclusiones

La revisión de los datos cromosómicos existentes en Leguminosas americanas revelan una gran variación en el número gamético (5 a 15), morfología cromosómica y tamaño del genoma (0.4–15 pg/1C). La variación encontrada puede explicarse por varios modelos: paleopoliploidia, disploidía (creciente o decreciente), hibridación y poliploidía secundaria o, su combinación. Dado que los cambios cromosómicos pueden ocurrir en forma cíclica, se analizaron los números gaméticos conjuntamente con los datos filogenéticos moleculares con el propósito de validar las hipótesis propuestas, y comprender los mecanismos de evolución cromosómica que han ocurrido en los distintos grupos.

Los datos indican que los dos modelos propuestos en forma combinada, han sido importantes en la evolución de la familia, existiendo una tendencia a la disminución del número cromosómico en la mayoría de los grupos. El análisis del tamaño del genoma sugiere que las leguminosas basales poseían genomas pequeños, mientras que ha ocurrido un aumento del contenido de ADN en los taxones más derivados (Fabeae).

La evaluación realizada permite establecer la dirección de los cambios cromosómicos (variación numérica y tamaño del genoma) y postular que la hibridación y poliploidia jugaron un rol preponderante en la evolución de la Familia. Los resultados de este estudio en entidades conflictivas de Leguminosae serán de gran utilidad para establecer grupos naturales.

Agradecimientos

Se agradece al Comité organizador del IX Congreso Latinoamericano de Botánica (Santo Domingo, República Dominicana), por la invitación recibida para presentar este trabajo en el marco del Simposio de Leguminosas. Asimismo, LP hace extensivo su agradecimiento a la Agencia Nacional de Promoción Científica y Tecnológica (PICT 14119), al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET: PIP 5927) y a la Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, UBA, y RHF a CONICET (PIP 5560) y a Myndel Botanica Foundation, Convocatoria 2002, 2004 y 2005, por los subsidios otorgados para recolectar, procesar y analizar las muestras del material que ha sido base de esta presentación. Los autores también quieren expresar su gratitud al Sr. Diego Fink por la configuración realizada de la lámina de fotos de cromosomas y FISH.

Referencias Bibliográficas

Almada, R. D.; Daviña, J. R. & Seijo, J. G. 2006. Karyotype analysis and chromosome evolution in southernmost South American species of *Crotalaria* (Leguminosae). Botanical Journal of the Linnean Society 150: 329-341.

Benett, M. D. & Leitch, I. J. 2003. Plant DNA C-values database. Royal Botanic Gardens, Kew. www. rbgkew.org/cval/ homepage.html

Bennett, M. D. 1995. The development and use of genomic in situ hibridization (GISH) as a new tool in plant biosystematics. *In*: Brandham, P. E. & Bennett, M. D. Kew Chromosome Conference IV. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 167-183.

Bennett, M. D. & Leitch, I. J. 2005. Genome size evolution in plants. *In*: Ryan Gregory, T. The evolution of genome. Elsevier Academic Press: 740.

Biondo, E.; Miotto, S. T. S. & Schifino-Wittmann, M. T. 2006. Cytogenetics of species of *Chamaecrista* (Leguminosae-Caesalpiniodeae) native from southern Brazil. Botanical Journal of the Linnean Society 150: 429-439.

Boff T. & Schifino-Wittman, M. T. 2003. Segmental allopolyploidy and paleopolyploidy in species of Leucaena Benth: evidence from meiotic behavior analysis. Hereditas 138(1): 27-35.

Bossi, F. S. & Daviña, J. R. 2000. Cromosomas de cuatro especies de *Galactia*. Bonplandia 20: 175-179.

Castagnaro, A., Poggio, L. & Naranjo, C. A. 1990. Nuclear DNA content variation in *Phaseolus* (Fabaceae). Darwiniana 30: 195-200.

Coleman, J. R. & Demenezes, E. M. 1980. Chromosome numbers in Leguminosae from the State of Sao Paulo, Brazil. Rhodora 82: 475-481.

Coleman, J. R. & Smith, L. B. 1969. Chromosome numbers of some Brazilian angiosperms. Rhodora 71: 548-551.

Dopchiz, L.; Gomez Sosa, E. & Poggio, L. 1995. Karyotype and nuclear DNA content of six species of *Astragalus*. Cytologia 60: 329-335.

Doyle, J. J. & Luckow, M. A. 2003. The rest of the iceberg. Legume diversity and evolution in a phylogenetic context. Plant Physiology 131: 900-910.

Fernández, A. 1977. Números cromosómicos en Angiospermas. Hickenia 1: 83-86.

Goldblatt, P. 1981. Cytology and the phylogeny of Leguminosae. *In*: Polhill, R. M. & Raven, P. H. Advances in legume systematics. Royal Botanic Gardens, Kew, 2: 427-463.

Grant, V. 1985. The evolutionary process. W.H. Freeeman and Co., San Francisco. 499p.

Grehilhuber, J. & Ehrendorfer, F. 1988. Karyological approaches to plant taxonomy. ISI Atlas of Science. Vol. 1.

Hughes C. E.; Bailey, C. D. & Harris, S. A. 2002. Divergent and reticulate species relationships in *Leucaena* (Fabaceae) inferred from multiple data sources: insights into polyploid origins and nrDNA polymorphism. American Journal of Botany 89: 1057-1073.

Hunziker, J. H.; Poggio, L.; Naranjo, C. A.; Palacios, R. A. & Andrada, B. 1975. Cytogenetics of some species and natural hybrids in *Prosopis* (Leguminosae). Canadian Journal of Genetics and Cytology 17: 253-262.

Hunziker, J. H.; Saidman, B. O.; Naranjo, C. A.; Palacios, R. A.; Poggio, L. & Burghardt, A. D. 1986. Hybridization and genetic variation of Argentine species of *Prosopis*. Forest Ecol. Management 16: 301-315.

Jackson, R. C. 1971. The karyotype in systematics. Annual Review of Ecology and Systematic 2: 327-368.

Kaas, E. & Wink, M. 1996. Molecular evolution of the Leguminosae: phylogeny of the three subfamilies based on rbc-L sequences. Biochemical Systematics and Ecology 24: 365-378.

Klitgaard, B. B. & Lavin, M. 2005. Tribe Dalbergieae *sens. lat. In*: Lewis, G. P.; Schrire, B. D.; Mackinder, B. & Lock, M. Legumes of the world. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 307-335.

Krapovickas, A. 1965. Recuentos cromosómicos de leguminosae. Kurtziana 2: 91-94.

Lavia, G. I. 1998. Karyotype of *Arachis palustris* and *A. praecox* (Section Arachis). Two species with basic number x=9. Cytologia 63: 177-181.

Lavin, M.; Pennington, R.; Klitgaard, B. B.; Sprent, J.; De Lima, H. & Gasson, P. 2001. The dalbergioid legumes (Fabaceae): delimitation of a pantropical monophyletic clade. American Journal of Botany 88: 503-533.

Leitch, I. J.; Chase, M. W. & Benett, M. D. 1998. Phylogenetic analysis of DNA C-values provides evidence for a small ancestral genome size in flowering plants. Annals of Botany 82: 85-94.

Lewis, G. P.; Schrire, B. D.; Mackinder, B. & Lock, M. (eds). 2005. Legumes of the world. Kew: 577p.

Luckow, M.; Fortunato, R.; Sede, S. & Livshultz, T. 2005. The phylogenetic affinities of two mysterious monotypic mimosoids from Southern South America. Systematic Botany 30: 585-602.

Mercado-Ruaro, P. & Delgado Salinas, A. 1998. Karyotypic studies on species of *Phaseolus* (Fabaceae: Phaseolinae). American Journal of Botany 85: 1-9.

______. 2000. Cytogenetic studies in *Phaseolus* L. (Fabaceae). Genetics and Molecular Biology 23(4): 985-987.

Moscone, E. A.; Klein, F.; Lambrou, M.; Fuchs, J. & Schweizer, D. 1999. Quantitative karyotyping and dual color FISH mapping of 5S and 18S 25S rDNA probes in the cultivated *Phaseolus* species (Leguminosae). Genome 42: 1224-1233.

Naganowska, B.; Wolko, B.; Liwska, E. & Kaczmarek, Z. 2003. Nuclear DNA content variation and species relationships in the genus *Lupinus* (Fabaceae). Annals of Botany 92: 349-355.

Naganowska, B. & Zielinska, A. 2002. Physical mapping of 18S-25S rDNA and 5S rDNA in *Lupinus* via fluorescent in situ hybridization. Cellular and Molecular Biology Letters 7: 665-670.

Naranjo, C. A.; Ferrari, M.; Palermo, A. & Poggio, L. 1998. Karyotype DNA content and meiotic behavior in five South American species of *Vicia* (Fabaceae). Annals of Botany 82: 757-764.

Naranjo, C. A.; Poggio, L. & Enus Zeiger, S. 1984. Chromatography of phenols, morphology and cytogenetics in three species and natural hybrids of *Prosopis* (*P.affinis, P.alba* and *P. nigra*) (Leguminosae, Mimosoidae). Plant Systematics and Evolution 144: 257-276.

Nixon, K. C. 2002. WinClada, 1.00.08. Ithaca, NY.

Poggio, L. & Naranjo, C. A. 2004. Citogenética. *In*: Echenique, V.; Rubinstein, C. & Mroginski, L. Biotecnología y mejoramiento vegetal. Editorial INTA. Pp. 69-79.

Ruijin, L.; Taylor, S. & Jenkins, G. 2001. Unravelling the phylogeny of tetraploid *Vicia amoena* (Fabaceae) and its diploid relatives using chromosomal landmarks. Hereditas 134: 219.

Sede, S.; Fortunato, R. & Poggio, L. 2006. Chromosome evaluation of southern South American species of *Camptosema* and allied genera (Diocleinae-Papilionoideae-Fabaceae). Botanical Journal of the Linnean Society 152: 235-243.

Sede, S.; Greizerstein, E. J.; Dezi, R.; Fortunato, R. & Poggio, L. 2003. Chromosome studies in the Complex *Galactia-Collaea-Camptosema* (Fabaceae). Caryologia 56: 295-301.

Seijo, G. 2000. Números cromosómicos de especies de *Mimosa* (Leguminosae) de Paraguay. Bonplandia 10: 163-167.

Seijo, G. & Vanni, R. 1999. Números cromosómicos en Leguminosas de Paraguay. Boletin de la Sociedad Argentina de Botanica 34: 119-122.

Seijo, J. G. & Fernández, A. 2003. Karyotype analysis and chromosome evolution in South American species of *Lathyrus* (Leguminosae). American Journal of Botany 90: 980-987.

Seijo, J. G.; Lavia, G. I.; Fernández, A.; Krapovickas, A.; Ducasse, D. & Moscone, E. A. 2004. Physical mapping of the 5S and 18S-25S rRNA genes by FISH as evidence that *Arachis duranensis* and *A. ipaensis* are the wild diploid progenitors of *A. hypogaea* (Leguminosae). American Journal of Botany 91: 1294-1303.

Sharma, A. K. & Sharma, A. 2001. Chromosome painting. Principles, strategies and scope. Kluwer Academic Publishers, 179p.

Soltis, D. E.; Soltis, P. S.; Benett, M. D. & Leitch, I. J. 2003. Evolution of genome size en the angiosperms. American Journal of Botany 90: 1596-1603.

Stebbins, G. L. 1971. Chromosomal evolution in higher plants. Addison Wesley Publ., Reading, Massachusetts, 216p.

Turner, B. L. 1956. Chromosome numbers in the Leguminosae I. American Journal of Botany 43: 577-581.

Turner, B. L. & Irwin, H. S. 1961. Chromosome numbers of some brazilian Leguminosae. Rhodora 63: 16-19.

Wojciechowski, M. F. 2003. Reconstructing the phylogeny of legumes (Leguminosae): an early 21st century perspective. *In*: Klitgaard, B. B. & Bruneau, A. Advances in legume systematics, part 10. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 5-35.

Wojciechowski, M. F.; Lavin, M. & Sanderson, M. 2004. A phylogeny of legumes (Leguminosae) based on analysis of the plastid matK gene resolves many well-supported subclades within the family. American Journal of Botany 91: 1846-1862.

Zanin, L. A. & Cangiano, M. A. 2001. El cariotipo de *Hofmannseggia glauca* (Fabaceae). Darwiniana 39: 11-13.

O gênero *Mimosa* (Leguminosae-Mimosoideae) na microrregião do Vale do Ipanema, Pernambuco[1]

Juliana Santos Silva[2] & *Margareth Ferreira de Sales*[3]

Resumo

(O gênero *Mimosa* (Leguminosae–Mimosoideae) na microrregião do Vale do Ipanema, Pernambuco) O estudo taxonômico de *Mimosa* no Vale do Ipanema foi realizado através da análise morfológica de materiais de herbários e coletados em campo. Constataram-se 11 táxons distribuídos em três seções: 1) *Mimosa* sect. *Batocaulon* (*M. adenocarpa*, *M. arenosa*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. lewisii*, *M. misera*, *M. ophthalmocentra* e *M. tenuiflora*); 2) *Mimosa* sect. *Habbasia* (*M. somnians*); e 3) *Mimosa* sect. *Mimosa* (*M. hirsutissima* var. *hirsutissima*, *M. modesta* var. *ursinoides* e *M. sensitiva* var. *sensitiva*). Os principais caracteres morfológicos utilizados para separação das espécies foram os tipos de indumento e de inflorescências, número de pinas, foliólulos, de elementos do perianto e de estames, além do aspecto do fruto. A maior parte das espécies apresenta distribuição em vegetação de caatinga, apenas *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. misera* e *M. sensitiva* var. *sensitiva* ocorrem em vegetação arbustiva perenifólia.

Palavras-chave: *Mimosa*, Mimosoideae, taxonomia, florística, Brasil.

Abstract

(*Mimosa* L. (Leguminosae-Mimosoideae) in the microrregion of Ipanema Valley, Pernambuco) The taxonomic study of *Mimosa* L. in the Ipanema Valley was based on morphologic analysis of fresh material or herbarium specimens, as well as field observations. Eleven taxa, distributed in three sections, were found: 1) *Mimosa* sect. *Batocaulon* (*M. adenocarpa*, *M. arenosa*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. lewisii*, *M. misera*, *M. ophthalmocentra* and *M. tenuiflora*); 2) *Mimosa* sect. *Habbasia* (*M. somnians*); and 3) *Mimosa* sect. *Mimosa* (*M. hirsutissima* var. *hirsutissima*, *M. modesta* var. *ursinoides* and *M. sensitiva* var. *sensitiva*). The main characters used for delimitation of the species were type of indumentum, inflorescence morphology, number of pinnae, leaflets, perianth elements and stamens, as well as aspects from the fruit. Most species occur in caatinga vegetation, only *M. hirsutissima var. hirsutissima*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. misera* and *M. sensitiva* var. *sensitiva* occur in evergreen shrubby vegetation.

Key words: *Mimosa*, Mimosoideae, taxonomy, survey, floristics, Brazil.

Introdução

Mimosa L. abrange cerca de 480 espécies alocadas em cinco seções, com distribuição nos mais variados ambientes e tipos vegetacionais das regiões tropicais e subtropicais da América, apresentando como importantes centros de diversidade o Brasil, México, Paraguai, Uruguai e Argentina (Barneby 1991). Para o Brasil, estima-se cerca de 340 espécies, das quais 189 são referidas para o cerrado por Simon & Proença (2000).

A primeira referência ao gênero *Mimosa* foi feita por Linnaeus (1753) no *Species Plantarum*, onde o autor incluiu 53 espécies, das quais 47 foram posteriormente transferidas para outros gêneros da subfamília. Tratamentos taxonômicos abrangentes sobre *Mimosa* são encontrados em Bentham (1841, 1875, 1876), Burkart (1948) e, mais recentemente, em Barneby (1991), que se destaca, principalmente, por ter contribuído para a sistemática atual do gênero.

No Brasil, estudos abordando a taxonomia desse gênero são escassos, destacando-se a monografia de Bentham (1876), na *Flora brasiliensis*, por fornecer descrições minuciosas de 199 espécies, com comentários e distribuição geográfica, constituindo uma obra relevante para os estudos do gênero. Mais recentemente, Lins (1984) revisou a série *Lepidotae* para o Rio Grande do Sul constatando oito espécies diferenciadas, principalmente, pelo número de folíolos, coloração das flores e pelo tipo de tricoma.

Artigo recebido em 07/2006. Aceito para publicação em 05/2007.
[1]Projeto financiado pela fundação O Boticário de Proteção a Natureza.
[2]Bolsista de Iniciação Cientifica – UFRPE/FACEPE. Jullybandeira@hotmail.com
[3]Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Biologia, Área de Botânica. Av. Dom Manuel Medeiros s/n, Dois Irmãos, Recife, PE. mfsales@ufrpe.br

Para o Nordeste do Brasil merece destaque Barneby (1985), que abordou o gênero para a Bahia estabelecendo 15 novas espécies, sete variedades e nove combinações novas; Ducke (1953), que tratou de *Mimosa* ao estudar as leguminosas de Pernambuco e Paraíba; Lewis (1987), que referiu 65 espécies para a Bahia, e Lewis (1995), que estudou as espécies do Pico das Almas, Chapada Diamantina, Bahia. Recentemente, Lewis (2006) referiu 104 táxons de *Mimosa*, para o *checklist* das plantas do Nordeste brasileiro.

Mimosa constitui um tema relevante para estudo por apresentar muitos problemas taxonômicos a serem resolvidos. Isto ocorre em face de sua complexidade, resultante da grande diversidade morfológica, certamente, relacionada à ampla distribuição geográfica e aos diferentes tipos de hábitat em que ocorre, além do seu elevado número de táxons. Neste sentido, o presente estudo objetiva o reconhecimento das espécies de *Mimosa* ocorrentes na microrregião do Vale do Ipanema, como primeiro passo para o estudo do gênero em todo estado de Pernambuco.

Material e Métodos

Área de estudo - A microrregião do Vale do Ipanema, com cerca de 5.288 km^2, localiza-se no estado de Pernambuco, aproximadamente 340 km do Recife, na região do Sertão do Moxotó, abrangendo os municípios de Águas Belas, Buíque, Itaíba, Pedra, Tupanatinga e Venturosa. A vegetação predominante é a caatinga, embora ocorram, também, vegetações rupestres, floresta úmida e arbustiva perenifólia.

Estudo taxonômico – Foram realizadas coletas mensais para a obtenção de material botânico e observação das populações em campo. Os exemplares coletados foram incorporados ao acervo do herbário PEUFR da Universidade Federal Rural de Pernambuco. Para padronizar as formas das estruturas vegetativas e reprodutivas utilizaram-se as terminologias propostas por Radford *et al.* (1974) e Bell (1991) e para o padrão de venação, Hickey (1973).

Resultados e Discussão

Mimosa L., Sp. Pl. 1: 516.1753.

Árvores, arbustos, trepadeiras ou ervas, inermes ou armadas de acúleos ou espinhos. Acúleos infra-estipulares ou dispersos irregularmente ao longo dos ramos. Folhas bipinadas, muitas vezes sensitivas ao toque, raramente ausentes ou reduzidas a filódios; estípulas inconspícuas ou, às vezes, espinescentes; pecíolo em geral sem glândulas, raramente com uma na base. Inflorescências glomeruliformes, espiciformes ou raramente racemos, axilares, solitárias ou agrupadas em racemos ou panículas axilares ou terminais. Flores pequenas, sésseis ou pediceladas, andróginas ou unissexuais, isostêmones ou diplostêmones; cálice 3–5 lobos, gamossépalo, membranáceo, campanulado, tubular ou papiforme; corola 3–5 lobos, gamopétala, campanulada, creme, rósea ou púrpura nos lobos; estames livres ou brevemente unidos na base, exsertos, brancos, creme, róseos ou lilases; anteras dorsifixas, não glandulares; ovário, em geral, séssil, com dois ou mais óvulos; estilete filiforme, estigma apical, inconspícuo. Fruto craspédio, séssil ou estipitado, linear, elíptico ou oblongo, membranáceo ou coriáceo, armado ou inerme; sementes plano-compressas, elipsóides, oblongóides ou ovóides.

Chave para identificação das seções e espécies de *Mimosa* ocorrentes na microrregião do Vale do Ipanema

1. Flores diplostêmones.
    2. Corola com lobos estriados .... 2. sect. *Habbasia*; 2.1. *M. somnians*
    2'. Corola com lobos não estriados .... 1. sect. *Batocaulon*
        3. Inflorescências glomeruliformes.
            4. Flores trímeras; corola rósea .... 1.5. *M. misera*
            4'. Flores tetrâmeras; corola creme.

5. Estípulas espinescentes; foliólulos com ápice arredondado, margem não ciliada; inflorescências agrupadas em panícula terminal; filetes brancos .... 1.4. *M. lewisii*
5'. Estípulas não espinescentes; foliólulos com ápice mucronado, margem ciliada; inflorescências solitárias, axilares; filetes lilases .... 1.1. *M. adenocarpa*
3'. Inflorescências espiciformes.
6. Ramos aculeados; nervação hifódroma ou eucampdódroma.
7. Foliólulos com glândulas translúcidas; nervação hifodróma; cálice 4-costelas ... . 1.7. *M. tenuiflora*
7'. Foliólulos sem glândulas translúcidas; nervação eucampdódroma; cálice tubular .... 1.6. *M. ophthalmocentra*
6'. Ramos inermes; nervação cladódroma ou acródroma.
8. Folha com 4–12 pinas; nervação acródroma; corola glabra; filetes brancos; fruto linear, glabro .... 1.2. *M. arenosa*
8'. Folha com 16–22 pinas; nervação cladódroma; corola com glândulas entremeadas aos tricomas simples; filetes róseos; fruto elíptico, revestido por glândulas acobreadas adensadas .... 1.3. *M. gemmulata* var. *adamantina*
1'. Flores isostêmones ....3. sect. *Mimosa*
9. Planta armada; ramos cilíndricos; nervação acródoma ou cladódroma.
10. Acúleos distribuídos densamente nos ramos, pecíolos e pedúnculos; pecíolo anguloso; foliólulos membranáceos, oval-lanceolados, base truncada; nervação broquidódroma; ovário glabro .... 3.3. *M. sensitiva* var. *sensitiva*
10'. Acúleos infrapeciolares; pecíolo caniculado; foliólulos cartáceos, oblongos, base arredondada; nervação acródroma; ovário pubescente ..... 3.1. *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*
9'. Planta inerme; ramos sulcados; nervação actinódroma .... 3.2. *M. modesta* var. *ursinoides*

1. *Mimosa* sect. *Batocaulon* DC., Prodr. 2: 429. 1825

Apresenta cerca de 190 espécies, com distribuição predominantemente americana, sendo considerada uma das mais polimórficas do gênero. Na área de estudo ocorrem sete espécies.

1.1. *Mimosa adenocarpa* Benth., J. Bot. (Hooker) 4: 399. 1842. Fig. 1 a-e

Arbusto 2–2,5 m alt. Tricomas glandulares e simples, distribuídos nos ramos, estípulas, pecíolo, foliólulos, raque, pedúnculos, brácteas e no ápice da corola. Ramos cilíndricos, aculeados; acúleos retos; estípulas 6–9 mm compr., estreitamente triangulares, não espinescentes. Folhas 14–22 pinas; pecíolo 0,8–2,3 cm compr., caniculado, aculeado; raque 3-5 mm compr., caniculada, aculeada; pinas 1,5–4 cm compr., 32–56 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice mucronado, margem ciliada, face adaxial glabra, abaxial pubescente; nervação hifódroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias, axilares; pedúnculo 2,5–3 cm compr.; brácteas 3–3,2 mm compr., triangulares, ciliadas. Botões 2–2,1 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis; cálice 0,7–0,8 mm compr., tubuloso, 4-denteado, discretamente ciliado; corola 4–4,3 × 0,9–1 mm, campanulada, creme, tricomas glandulares adensados no ápice, lobos 4, lanceolados; estames 8, livres; filete 1,2–1,3 mm compr., lilás; antera oblongo-ovóide; ovário 2–3,3 mm compr., séssil, seríceo; óvulos 6–11; estilete 8–9 mm compr. Fruto não observado.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, serra do Catimbau, 10.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al. 124* (PEUFR); *A. S. A. Alves et al. 54* (PEUFR).

Material adicional: BRASIL. BAHIA: Rio de Contas, 4.IV.1966, fl., *J. S. Sobrinho 245* (HST).

Mimosa adenocarpa é facilmente reconhecida pelos tricomas glandulares adensados no ápice dos lobos da corola, ovário (ca. 3 mm) seríceo e estípulas (6–9 mm) maiores que nas demais espécies (0,2–4,8 mm). É registrada para os estados da Bahia, Goiás, Mato Grosso do Sul e Minas Gerais (Barneby

1991), e referida pela primeira vez para Pernambuco neste trabalho. Até agora foi apenas localizada em Buíque, em vegetação de caatinga, em solos arenosos. Floresce em julho.

1.2. *Mimosa arenosa* (Willd.) Poir., Encycl. Suppl.1: 66. 1810. Fig. 1 f-i

Arbusto 2,5–3,5 m alt. Ramos cilíndricos, inermes e aculeados, tomentosos; acúleos incurvados; estípulas 2–3,2 mm compr., estreitamente triangulares, velutino-pubescentes. Folha 4–12 pinas; pecíolo 0,9–1,7 cm compr., sulcado, tomentoso; raque 0,7–1 cm compr., discretamente sulcado, puberulento; pinas 1–3,5 cm compr., 12–40 folioluladas; foliólulos membranáceos, oblongos, ápice mucronado-mucronulado, base oblíqua, margem inteira, puberulentos a glabros; nervação acródroma. Inflorescências espiciformes, solitárias, axilares; pedúnculo 0,5–1 cm compr., pubescente; brácteas 1–1,2 mm compr., lanceoladas, ciliadas. Botões 0,9–1,4 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, curtamente pediceladas, glabras; cálice 0,5–0,8 mm compr., tubular, 4-denteado, discretamente ciliado; corola 2–2,3 × 0,9–1 mm, campanulada, creme, glabra, lobos 4, lanceolados; estames 8, livres; filete 4,5–5 mm compr., branco; antera oblongo-ovóide; ovário 1 mm compr., séssil, glabro; óvulos 4-8; estilete 5–6,4 mm compr. Craspédio 3,5–4,4 × 0,4–0,5 cm, estipitado, membranáceo, linear, plano-compresso, base atenuada, ápice mucronado, glabro, marrom-escuro; replo reto, glabro. Sementes 5–8, ovóides, plano-compressas, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Águas Belas, barragem Grande de Lameirão, 9.IX.2003, fl., *E. B. Ferraz & J. Roberto 2* (IPA); próximo à fazenda Nova, 29.XI.1989, fl., *D. A. Lima 69-5610* (IPA); Buíque, estrada para Catimbau, 9.VII.1995, fl., *K. Andrande & L. Figueiredo 115* (PEUFR); Pedra, reserva da Igreja, fl., 2.VII.2006, *J. S. Silva et al.* 260 (PEUFR); Venturosa, estrada para Alagoinha, 2.VII.2006, fl., *J. S. Silva et al.* 268 (PEUFR).

Mimosa arenosa pode ser reconhecida pelos ramos tomentosos, foliólulos membranáceos, flores curtamente pediceladas e frutos glabros. Apresenta afinidades com *M. ophthalmocentra*, com a qual compartilha o hábito arbustivo, a presença de acúleos, as inflorescências espiciformes, o mesmo número de estames (8), os filetes brancos e o fruto plano-compresso. No entanto, diferenciam-se principalmente por que em *M. ophthalmocentra* a corola é 4-angulada, o craspédio é séssil e puberulento e os foliólulos são eucamptódromos e cartáceos, enquanto em *M. arenosa* a corola é campanulada, o craspédio é estipitado e glabro e os foliólulos são acródomos e membranáceos. A espécie é referida para América Central (México) e América do Sul (Brasil, Colômbia e Venezuela) (Barneby 1991). No Brasil ocorre nos estados do Ceará, Minas Gerais, Pernambuco (Sales *et al.* 1998), Rio de Janeiro e Rio Grande do Norte (Barneby 1991). Na área de estudo foi coletada na caatinga, em solos arenosos. Floresce de junho a novembro e frutifica em novembro. É conhecida popularmente como jurema-branca.

1.3. *Mimosa gemmulata* var. **adamantina** Barneby, Brittonia 37: 132. 1985. Fig. 1 j-1

Arbusto 1–2,5 m alt. Glândulas acobreadas e tricomas simples, distribuídos nos ramos, raque, pecíolo, foliólulos, pedúnculo e flores. Ramos canaliculados, inermes; estípulas 1,6–1,8 mm compr., triangulares, puberulentas. Folhas 16–22 pinas; pecíolo 0,7–10 cm compr., canaliculado, puberulento; raque 0,3–0,7 mm compr., puberulenta; pinas 2–8 cm compr., 30–86 folioluladas, foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice acuminado, margem ciliada, face adaxial puberulento-pubescente, abaxial densamente revestida por glândulas acobreadas; nervação cladódroma. Inflorescências espiciformes, solitárias, axilares; pedúnculo 1,5–2 cm compr.; brácteas não observadas. Botões 1,5–1,7 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis; cálice 0,6–0,9 mm compr., tubular, 4-denteado, externamente com glândulas e tricomas simples e internamente glabro; corola 2–2,1 × 0,8–0,9 mm, campanulada, creme, glândulas entremeadas aos tricomas simples no ápice, lobos 4, ovais; estames 7–9, livres; filete 6,8–8 mm compr., róseo; antera oblonga; ovário séssil, ca. 1 mm compr., densamente viloso; óvulos 8; estilete 7 mm compr. Craspédio 1,3–3 × 0,4–0,5 cm, estipitado, cartáceo, elíptico,

Figura 1 – a-e. *Mimosa adenocarpa* – a. aspecto geral do ramo; b. flor; c. gineceu; d. bráctea; e. detalhe das estípulas e acúleo (*Silva 124*). f-i. *M. arenosa* – f. aspecto geral do ramo; g. flor; h. detalhe das estípulas; i. fruto (*Andrade 115*). j-l. *M. gemmulata* var. *adamantina* – j. aspecto geral do ramo; k. flor; l. fruto (*Gomes 427*).

plano-compresso, base aguda, ápice cuspidado, glândulas acobreadas adensadas, marrom-escuro; replo discretamente ondulado, densamente revestido por glândulas acobreadas. Sementes 7–8, ovóides, plano-compressas, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, serra de Catimbau, 12.I.1996, fl. e fr., *K. Andrande et al. 299* (PEUFR); 8.V.1995, fl., *A. P. S. Gomes et al. 304* (PEUFR); caminho para o Breu, 12.IV.1996, fl., *A. P. S. Gomes & M. J. N. Rodal 330* (PEUFR).

Distingue-se das outras espécies de *Mimosa* ocorrentes na área de estudo, principalmente, por apresentar glândulas acobreadas nas partes vegetativas e florais, pelo maior (0,7–10 cm) tamanho do pecíolo e número de pinas (14 a 20), pelo número de estames variando de sete a nove e pelo ovário viloso. Barneby (1991), baseando-se, especialmente, no número de pinas e foliólulos, propôs para esta espécie quatro variedades: *M. gemmulata* var. *gemmulata*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. gemmulata* var. *segrex* e *M. gemmulata* var. *cristalina*. No Vale do Ipanema todos os indivíduos analisados pertencem a variedade *adamantina*. É exclusiva do nordeste brasileiro, em vegetação de caatinga, cerrado e carrasco, nos estados da Bahia (Barneby 1985; 1991; Lewis 1987) e Pernambuco (Sales *et al.* 1998). No vale ocorre em vegetação arbustiva perenifólia, em solos arenosos. Foi coletada com flores em janeiro, abril, maio e agosto e com fruto em janeiro.

1.4. ***Mimosa lewisii*** Barneby, Brittonia 37: 136. 1985. Fig. 2 a-f

Arbusto 1,2–2,5 m alt. Tricomas glandulares e simples, distribuídos nos ramos, estípulas, pecíolo, margem dos foliólulos, raque, pedúnculos, brácteas e frutos. Ramos cilíndricos, aculeados, puberulento-pubescentes; acúleos discretamente incurvados; estípulas 2–2,5 mm compr., espinescentes. Folhas 14–20 pinas; pecíolo 1,3–2 mm compr., subcilíndrico, glabro na porção adaxial e puberulento na abaxial; raque 0,6–1 cm compr., subcilíndrica, puberulenta; pinas 2,5–4 cm compr., 42–68 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice arredondado, margem não ciliada, glabro; nervação hifódroma. Inflorescências glomeruliformes agrupadas em panículas terminais, ultrapassando a folhagem; pedúnculo 3,5–5,5 cm compr.; brácteas 2–2,1 mm compr., espinescentes. Botões 1,5–3,3 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis, glabras; cálice 2–2,2 mm compr., tubular, discretamente 4-denteado; corola 4–5,8 × 1,4–1,5 mm, campanulada, creme, glabra, lobos 4, oblongo-lanceolados; estames 8, livres; filete 3,5–5 mm compr., branco; antera oblonga-ovóide; ovário 1,7–1,8 mm compr., séssil, glabro; óvulos 10–12; estilete 3 mm compr. Craspédio 9,4–12,7 × 0,7–0,8 cm, estipitado, cartáceo, linear-oblongo, superfície ondulada, base aguda, ápice mucronado, puberulento com tricomas glandulares esparsos, marrom-escuro; replo discretamente ondulado, glabro. Sementes 10–12, elipsóides, amarronzadas.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada para Catimbau, 19.V.1994, fr., *A. M. Miranda et al. 1723* (PEUFR); 19.XI.1995, fl. e fr., *L. Figueiredo et al. 252* (PEUFR); 26.VII.2005, fl. e fr., *J. S. Silva et al. 57* (PEUFR); 18.VI.1994, fl., *A. M. Miranda et al. 1723* (HST); serra do Catimbau, 11.IX.1994, fl. e fr., *M. J. N. Rodal 437* (PEUFR); 18.IX.1994, fl., *M. J. N. Rodal 436* (PEUFR); 10.I.1996, fl., *K. Andrade et al 269* (PEUFR); fazenda Cajueiro, 10.IV.1955, fl.e fr., *D. A. Lima 55-2024* (IPA); Tupanatinga, 30.VII.2006, fl., *J. S. Silva et al. 226* (PEUFR).

Mimosa lewisii é facilmente identificada pelas inflorescências glomerulifomes agrupadas em panículas terminais, estípulas espinescentes e tricomas glandulares adensados nos pedúnculos florais, além do tamanho do craspédio (12 cm). No campo é de fácil reconhecimento devido à elevação das inflorescências, cerca de 30 cm, em relação às folhas. Tem distribuição restrita ao Brasil, sendo registrada para Bahia (Barneby 1985; Lewis 1987) e Pernambuco (Sales *et al.* 1998). No Vale do Ipanema cresce em vegetação de caatinga em solos arenosos. Floresce de janeiro a novembro e frutifica de abril a novembro.

1.5. ***Mimosa misera*** Benth., J. Bot. (Hooker) 4: 411. 1842. Fig. 2 g-j

Subarbusto ca. 70 cm alt., escandente. Tricomas glandulares nas margens e face abaxial dos foliólulos, na raque e nos eixos e pedúnculos das inflorescências. Ramos cilíndricos, estriados,

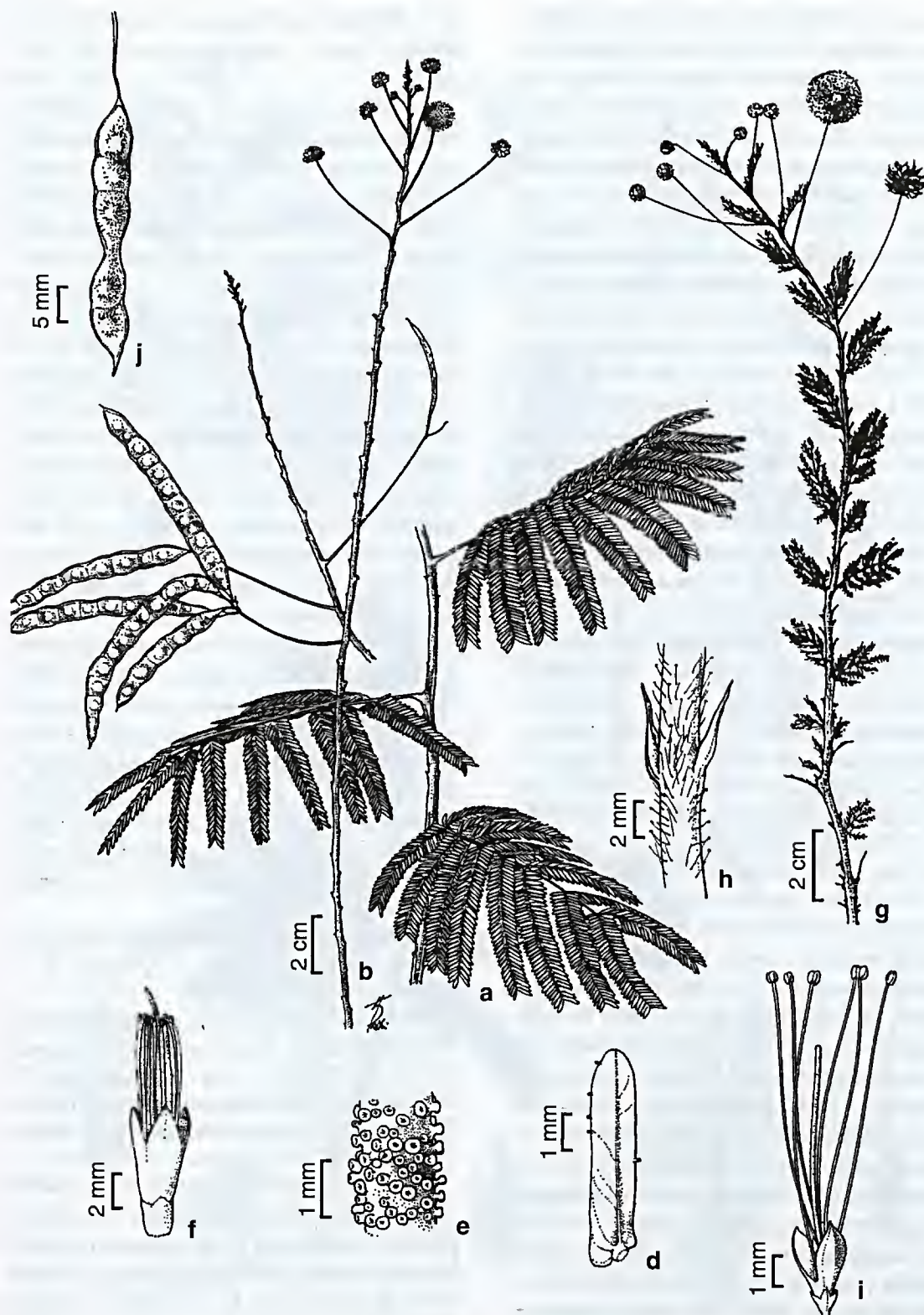



Figura 2 – a-f. *Mimosa lewisii* – a. aspecto geral do ramo; b. eixo floral; c. detalhe dos frutos; d. foliólulo, face abaxial; e. detalhe dos tricomas glandulares no pedúnculo; f. flor (*Silva 57*). g-j. *M. misera* – g. aspecto geral do ramo; h. detalhe das estípulas; i. flor; j. fruto (*Silva 73*).

inermes a aculeados, viloso-pubescentes; acúleos retos; estípulas 2–3 mm compr., triangulares, estriadas, densamente ciliadas. Folhas 4–6 pinas; pecíolo 2–5 mm compr., cilíndrico, viloso na porção adaxial e glabro na abaxial; raque 2,4–2,5 mm compr., cilíndrica, vilosa na porção adaxial e glabra na abaxial; pinas 0,5–1,5 cm compr., 12–20 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice arredondado, margem esparsamente ciliada, face adaxial glabra, abaxial pubescente; nervação hifódroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias, axilares; pedúnculo 2–7,5 cm compr.; brácteas não observadas. Botões 1,5–1,6 mm compr. Flores diplostêmones, trímeras, sésseis, glabras; cálice 0,4–0,5 mm compr., tubular, 3-denteado; corola 2,7–2,8 × 0,8–1 mm, campanulada, rósea, lobos 3, ovais; estames 6, livres; filete 2,8–2,9 mm compr., róseos; antera oblongo-ovóide; ovário 0,9–1 mm compr., séssil, glabro; óvulos 4; estilete 1,7–2,7 mm compr. Craspédio 1,8–3 × 0,3 cm, estipitado, cartáceo, elíptico, superfície ondulada, base atenuada, ápice cuspidado, puberulento-escabroso, pardacento; replo ondulado, puberulento. Sementes 3–7, oblongóides, marrons.
Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada Buíque - Catimbau, 4.V.1995, fl., *M. J. N. Rodal & K. Andrade 530* (PEUFR); 26.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al. 73* (PEUFR); serra de Catimbau, 19.X.1994, fr., *M. F. Sales 433* (PEUFR).

Distingue-se claramente das demais espécies por apresentar flores trímeras, diplostêmones, e pelas pinas de tamanho bastante reduzido (0,5–1,5 cm) e com o menor número de foliólulos (12–20), além da face adaxial vilosa. Apresenta maiores afinidades com *M. guaranitica* Chodat & Hassl., por ambas apresentarem hábito subarbustivo, inflorescências glomeruliformes e flores trímeras diplostêmones, embora difiram, principalmente, quanto a consistência dos foliólulos, membranáceos em *M. guaranitica* e cartáceos em *M. misera*. Tem distribuição exclusiva no Brasil, sendo referida para Bahia, Ceará, Pernambuco e Piauí (Barneby 1991). Na área de estudo cresce em vegetação arbustiva perenifólia, em solos arenosos. Floresce em maio e julho e frutifica em outubro.

1.6. *Mimosa ophthalmocentra* Mart. *ex* Benth., Trans. Linn. Soc. London 30: 415. 1875. Fig. 3 a-d

Arbusto ca. 5 m alt. Ramos cilíndricos, sulcados na porção jovem, aculeados, puberulentos; acúleos retos; estípulas 4,3–4,8 mm compr., triangulares, estriadas, tomentosas. Folhas 4–8 pinas; pecíolo 3–4 mm compr., sulcado, puberulento; raque 4–5 mm compr., angulosa, puberulento-tomentosa; pinas 1,5–2,5 cm compr., 22–36 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, ápice discretamente agudo, base oblíqua, margem discretamente ciliada, glabros, sem glândulas translúcidas; nervação eucamptódroma. Inflorescências espiciformes, solitárias, axilares; pedúnculo 0,5–1 cm compr., puberulento; brácteas 1,5–1,8 mm compr., lanceoladas, puberulento-tomentosas. Botões 1,5–1,8 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis; cálice 0,9–1 mm compr., tubular, discretamente 4-denteado, ciliado; corola 2–2,2 × 0,8–0,9 mm, campanulada, creme, glabra, 4-angulada, lobos 4, oblongo-lanceolados; estames 8, livres; filete 3,5–6 mm compr., branco; antera oblonga; ovário 0,8–1 mm compr., séssil, glabro; óvulos 8; estilete 4–4,2 mm compr. Craspédio 2,4–5,3 × 0,5–0,7 cm, séssil, cartáceo, estreitamente oblongo, plano-compresso, base redonda, ápice redondo, puberulento, marrom-vináceo; replo reto, glabrescente. Sementes 5–8, ovóides, plano-compressas, marrons.
Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, fazenda Laranjeiras, 7.XII.1996, fl., *L. Figueiredo et al. 276* (PEUFR).
Material adicional: BRASIL. PERNAMBUCO: Brejo da Madre de Deus, Fazenda Nova, fazenda Araras, 16. IX.1998, fl. e fr., *L. Figueiredo & K. Andrade 483* (PEUFR); Petrolina, 25.X.1980, fl., *D. A. Lima 80-891* (IPA); Serra Talhada, estrada Carqueja, 16.VII.1980, fl., *D. A. Lima et al. 25272* (IPA).

Mimosa ophthalmocentra é facilmente identificada por ser a única espécie que tem a corola 4-angulada e o craspédio plano-compresso séssil. É frequentemente confundida com *M. arenosa* e *M. tenuiflora*. Com a última compartilha o hábito arbustivo, presença de acúleos e inflorescências espiciformes. Entretanto, *M. tenuiflora* se diferencia por

Figura 3 – a-d. *Mimosa ophthalmocentra* – a. aspecto geral do ramo; b. flor; c. fruto; d. detalhe das estípulas (*Figueiredo 276*). e-j. *M. tenuiflora* – e. aspecto geral do ramo; f. foliólulo evidenciando glândulas translúcidas; g. detalhe das estípula; h. detalhe de um acúleo; i. flor; j. gineceu (*Silva 117*). k-n. *M. somnians* – k. aspecto geral do ramo; l. bráctea; m. flor; n. fruto (*Rodal 422*).

apresentar cálice com 4-costelas proeminentes e incurvadas, cerca de 10–12 pinas (4–6 em *M. ophthalmocentra*) e, especialmente, glândulas translúcidas nos foliólulos. É exclusiva do Brasil ocorrendo amplamente no Distrito Federal, Bahia, Rio Grande do Norte (Barneby 1991) e Pernambuco (Sales *et al.* 1998), em áreas de caatinga e cerrado. No Vale do Ipanema foi coletada em caatinga, crescendo em solos arenosos. Floresce em dezembro. É conhecida popularmente como jurema-de-embira.

1.7. *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir., Encycl. Suppl.1: 82.1810. Fig. 3 e-j

Arbusto ou árvore 2–5 m alt. Tricomas simples e glandulares distribuídos nos ramos, estípulas, pecíolo, raque, eixo floral e fruto. Ramos cilíndricos, aculeados; acúleos retos; estípulas 0,9–1 mm compr., triangulares, ciliadas. Folhas 10–12 pinas; pecíolo 0,9–1,3 cm compr., discretamente sulcado; raque 3–6 mm compr., sulcado; pinas 2,5–5,3 cm compr., 30–62 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, ápice redondo, base oblíqua, margem curtamente ciliada, com glândulas translúcidas perceptíveis na face abaxial, glabros a puberulentos; nervação hifódroma. Inflorescências espiciformes, solitárias, axilares; pedúnculo 0,4–0,5 cm compr., puberulento; brácteas 0,9–1 mm compr., lanceoladas, incurvadas no ápice, ciliadas. Botões 1–1,4 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis; cálice 1–1,2 mm compr., tubular, 4-costelas proeminentes, incurvadas, puberulento, mais adensados no ápice; corola 2–2,3 × 0,8–0,9 mm, campanulada, creme, glabra, lobos 4, ovais; estames 8, livres; filete 3–4 mm compr., creme; antera oblonga; ovário ca. 1 mm compr., séssil, puberulento; óvulos 4–8; estilete 4,7–7 mm compr. Craspédio 3,3–4 × 1 cm, estipitado, cartáceo, oblongo, superfície ondulada, base atenuada, ápice mucronado, amarelado; replo ligeiramente ondulado, puberulento, tricomas glandulares esparsos. Sementes 4–8, ovóides, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Águas Belas, 29.VII.2006, fl., *J. S. Silva et al. 208* (PEUFR); Venturosa, Parque da Pedra Furada, 4.VIII.1998, fl., *K. C. Costa et al. 117* (PEUFR); sítio Carrapateira, 17.XII.1997, fr., *E. B. Ferraz & C. Ferreira 182* (IPA); estrada para Alagoinha, 2.VII.2006, fl., *J. S. Silva et al. 269* (PEUFR).

Mimosa tenuiflora é facilmente reconhecida pela presença de glândulas translúcidas perceptíveis na face abaxial dos foliólulos, ovário puberulento e, principalmente, pelo cálice tubular com 4-costelas proeminentes e incurvadas. De acordo com Barneby (1991) está distribuída no México, Brasil, Colômbia e Venezuela. No Brasil, ocorre na Bahia, Ceará, Minas Gerais, Rio Grande do Norte e São Paulo. No Vale do Ipanema, encontra-se em diferentes feições da vegetação de caatinga. Floresce em agosto e frutifica em dezembro. Popularmente é conhecida por jurema-preta.

2. *Mimosa* sect. ***Habbasia*** DC., Prodr. 2: 428. 1825.

Compreende 78 espécies distribuídas na América do Sul e do Norte. Apenas uma espécie ocorre no Vale do Ipanema.

2.1. *Mimosa somnians* Humb. & Bonpl. *ex* Willd., Sp. Pl. 4(1): 1036. 1806. Fig. 3 k-n

Arbusto 2–2,5 m alt. Ramos cilíndricos, aculeados, glabrescentes; acúleos incurvados; estípulas 0,2–0,3 mm compr., triangulares, ciliadas. Folhas 4–6 pinas; pecíolo 1,8–2 mm compr., cilíndrico, glabro; raque 0,5–0,7 mm compr., caniliculada, glabra; pinas 1–1,7 cm compr., 30–42 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base oblíqua, ápice arredondado, margem curtamente ciliada, glabros; nervação eucamptódroma. Inflorescências glomeruliformes, axilares; pedúnculos 1–3 cm compr., glabro; brácteas 1,2–1,3 mm compr., triangulares. Botões 1,2–1,8 mm compr. Flores diplostêmones, tetrâmeras, sésseis, glabras; cálice 0,8–1 mm compr., tubular, lobos discretamente ciliado; corola 2,5–3 × 1 mm, campanulada, creme com a porção apical rósea, lobos 4, obovais, estriados; estames 8, livres; filete 6–7,8 mm compr., discretamente dilatado no ápice, róseo; antera oblongo-ovóide; ovário 0,9–1 mm compr., séssil, glabro; óvulos 9; estilete 2,5–2,7 mm compr. Craspédio 5–5,5 × 0,3–0,4 cm, estipitado, cartáceo, linear, superfície ondulada,

base aguda, ápice cuspidado, marrom-claro; replo constrito entre os segmentos seminais, escabroso. Sementes 6–9, ovóides, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, fazenda Esmeralda, 18.X.1994, fl. e fr., *M. J. N. Rodal 422* (PEUFR).

Material adicional: BRASIL. PERNAMBUCO: Recife, engenho Uchôa, 8.IX.1996, fl., *C. Eugenio 17* (IPA).

Difere dos demais táxons estudados pelos ramos glabrescentes, estípulas reduzidas (0,2–0,3 mm) e, principalmente, pela corola com lobos obovais estriados no ápice e replo escabroso, constrito entre os segmentos seminais. *Mimosa somnians* é referida por Barneby (1991) para a Bolívia e Brasil (AP, MS e SP). Na área de estudo ocorre no complexo caatinga-campo, em área degradada, em solos arenosos. Coletado com flores e fruto em outubro.

3. *Mimosa* sect. *Mimosa* L., Sp. Pl. 1: 516.1753.

Seção predominantemente americana englobando cerca de 160 espécies das quais três ocorrem na área estudada.

3.1. *Mimosa hirsutissima* Mart. var. ***hirsutissima***, Flora 21 (2, Beibl. 4-5): 55. 1838.
Fig. 4 a-c

Subarbusto 60–80 cm alt., decumbente. Ramos cilíndricos, aculeados, hirsutos; acúleos infrapeciolares, retos; estípulas 0,6–0,7 mm compr., lanceoladas, estrigoso-hirsutas. Folhas 2 pinas; pecíolo ca. 1 cm compr., caniculado, escabroso; pinas 2,5–3 cm compr., 10–24 folioluladas; foliólulos cartáceos, oblongos, base arredondada, ápice acuminado, margem ciliada, seríceos; nervação acródroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias, axilares; pedúnculo 4–6,5 cm compr., hirsuto; brácteas 1,4–1,6 mm compr., linear-oblanceoladas, ciliadas no ápice. Botões 1,1–1,9 mm compr. Flores isostêmones, tetrâmeras, sésseis; cálice 1,3–1,5 mm compr., papiforme, glabro; corola 3–3,1 × 0,3–0,4 mm, campanulada, creme, externamente puberulenta na região apical e internamente glabra, lobos 4, lanceolados, discretamente incurvados no ápice; estames 4, livres; filete 4,8–7 mm compr., róseo; antera obovóide; ovário 1–1,5 mm compr., séssil, pubescente, tricomas distribuídos lateralmente; óvulos 4–5; estilete 6,5–7,9 mm compr. Fruto não observado.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada para Catimbau, 15.I.1995, fl., *K. Andrade et al. 82* (PEUFR); 10.VII.1997, fl., *N. F. Dornelas et al. 29* (HST); 26.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al. 72* (PEUFR); fazenda Mina Grande, 23.III.2005, fl., *C. Cosmo 1* (IPA).

Mimosa hirsutissima var. *hirsutissima* pode ser identificada pelo seguinte conjunto de caracteres: ramos hirsutos, acúleos infrapeciolares, foliólulos seríceos e ovário pubescente cujos tricomas estão distribuídos lateralmente. O número de foliólulos e o tipo de indumento foram características utilizadas por Barneby (1991) para reconhecer, para esta espécie, três variedades: *M. hirsutissima* var. *barbigera*, *M. hirsutissima* var. *grossa* e *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*. Todos os indivíduos no Vale do Ipanema pertencem a *M. hirsutissima* var. *hirsutissima*. Está amplamente distribuída na América do Sul, sendo encontrada na Argentina, Brasil, Colômbia, Paraguai e Venezuela (Barneby 1991). No Brasil é referida para as Regiões Nordeste (BA, CE, PB, PE), Centro-Oeste (GO, MS), Sudeste (ES, MG, SP) e Sul (PR) (Barneby 1991). Na área de estudo, cresce em vegetação arbustiva perenifólia. Floresce em março, junho e julho.

3.2. *Mimosa modesta* var. ***ursinoides*** (Harms) Barneby, Brittonia 37: 147. 1985.
Fig. 4 d-h

Subarbusto 80–90 cm alt., decumbente. Ramos sulcados, inermes, puberulento-estrigosos; estípulas ca. 4 mm compr., triangulares, estriadas, tomentosas. Folhas 2 pinas; pecíolo 2,2–2,4 cm compr., sulcado, puberulento-estrigoso; pinas 2–2,5 cm compr., 4–10 folioluladas, foliólulos cartáceos, obovais, base arredondada, ápice mucronado, margem ciliada, face adaxial glabra, abaxial puberulento-estrigosa; nervação actinódroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias, axilares; pedúnculo 3–5 cm compr., pubescente; bráctea 0,7–0,8 mm compr.,

Figura 4 – a-c. *Mimosa hirsutissima* var. *hirsutissima* – a. aspecto geral do ramo; b. detalhe de acúleo infra-peciolar; c. flor (*Silva 72*). d-h. *M. modesta* var. *ursinoides* – d. aspecto do ramo; e. detalhe das estípulas; f. foliólulo; g. bráctea; h. flor (*Silva 74*). i-l. *M. sensitiva* var. *sensitiva* – i. aspecto geral do ramo; j. detalhe dos acúleos; k. foliólulos; l. fruto (*Silva 80*).

oblanceolada, ciliada. Botões 1,7–2 mm compr. Flores isostêmones, tetrâmeras, sésseis, glabras; cálice 0,2–0,3 mm compr., papiforme; corola 1,5–2 × 0,5 mm, campanulada, creme com a porção apical rósea, lobos 4, elípticos; estames 4, livres; filete 5–8 mm compr., lilás; antera obovóide; ovário 0,8–0,9 mm compr., estipitado, glabro; óvulos 4; estilete 5–9 mm compr. Craspédio 1,5–3,0 × 1,3–1,4 cm, estipitado, cartáceo, oblongo, superfície ondulada armada com espinhos cônicos, base atenuada, ápice redondo, puberulento-escabroso, marrom-escuro; replo levemente constrito entre os segmentos seminais, puberulento-escabroso. Sementes 2–4, ovóides, marrons.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada Buíque-Catimbau, 17.I.1995, fl, *L. Figueiredo et al. 98* (PEUFR); 26.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al. 74* (PEUFR); fazenda Pitití, 1.XI.1961, fl. e fr., *D. A. Lima 61-3975* (IPA); fazenda Baixa Preta, 10.IV.1955, fl., *D. A. Lima 52-2032* (IPA).

Mimosa modesta var. *ursinoides* pode ser reconhecida pelos foliólulos obovais, nervação actinódroma, craspédio equinado com espinhos cônicos e pelas brácteas oblanceoladas. Barneby (1991) reconheceu para esta espécie duas variedades: *M. modesta* var. *modesta* Mart. e *M. modesta* var. *ursinoides* diferenciadas, principalmente, pelo indumento. Na área de estudo só foi registrada *M. modesta* var. *ursinoides*, que está distribuída apenas na Região Nordeste do Brasil (BA, PE, PI), em vegetação de caatinga (Barneby 1991). No Vale do Ipanema, ocorre em vegetação de caatinga em solos arenosos. Foi coletada com flores nos meses de junho e julho e com fruto em novembro.

3.3. ***Mimosa sensitiva*** L. var. ***sensitiva*** Sp. Pl. 1: 518 .1753. Fig. 4 i-l

Subarbusto 1,6–2 m alt., decumbente. Ramos cilíndricos, aculeados, puberulentos; acúleos retrorsos densamente distribuídos nos ramos, pecíolo e pedúnculo; estípulas 3–5 mm compr., estriadas, lanceoladas, ciliadas. Folhas 2 pinas; pecíolo 3,4–5,9 cm compr., anguloso, puberulento; pinas 1,5–4 cm compr., 4 folioluladas, foliólulos os mais internos atrofiados, membranáceos, oval-lanceolados, base truncada, ápice arredondado a mucronado, margem ciliada, face adaxial glabra, abaxial puberulenta-estrigosa; nervação broquidódroma. Inflorescências glomeruliformes, solitárias, axilares; pedúnculo 3–3,5 cm compr., pubescente; brácteas 4–4,3 mm compr., triangulares, ciliadas. Botões 1,1–1,8 mm compr. Flores isostêmones, tetrâmeras, sésseis; cálice 1,1–1,2 mm compr., papiforme, glabro; corola 2,7–3 × 0,4–0,8 mm, campanulada, creme, externamente puberulenta, tricomas adensados no ápice, internamente glabra, lobos 4, elípticos; estames 4, livres; filete 0,4–0,9 mm compr., rosado; antera oblongo-globosa; ovário 0,4–0,9 mm compr., séssil, glabro; óvulos 3–4; estilete 0,7–0,9 mm compr. Craspédio 1,5–2,3 × 0,5–0,7 cm, séssil, coriáceo, elíptico, superfície discretamente ondulada, base arredondada, ápice caudado, hirsuto, amarelado; replo reto, hirsuto. Sementes 3–4, ovóides, acinzentadas.

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Buíque, estrada para Catimbau, 10.IX.1995, fr., *K. Andrade et al. 239* (PEUFR); 24.II.1996, fr., *K. Andrade et al. 336* (PEUFR); serra de Catimbau, 10.I.1996, fr., *K. Andrade et al. 300* (PEUFR); 27.VII.2005, fl., *J. S. Silva et al. 80* (PEUFR).

Mimosa sensitiva é uma espécie bem delimitada. Caracteriza-se pelos acúleos retrorsos, uniformemente distribuídos pelos ramos e pecíolo, foliólulos oval-lanceolados (quatro por pina), sendo os mais internos atrofiados, nervação broquidódroma, craspédio coriáceo e hirsuto e sementes acinzentadas (marrons nas demais espécies). É muito próxima de *M. velloziana* Mart., com a qual tem sido constantemente confundida, embora difira, principalmente, pelo cálice papiforme. Barneby (1991) reconhece para essa espécie duas variedades: *M. sensitiva* var. *malitiosa* (Mart.) Barneby e *M. sensitiva* var. *sensitiva*, diferenciadas pelo tamanho das brácteas e das inflorescências. Apresenta distribuição exclusiva na América do Sul, sendo encontrada na Venezuela e no Brasil (Amazônia, Bahia e Minas Gerais) (Barneby 1991). Na área de estudo foi encontrada em vegetação arbustiva perenifólia crescendo em solo arenoso. Floresce em abril e frutifica em janeiro, fevereiro e outubro.

Conclusões

Os caracteres morfológicos mais relevantes para o reconhecimento das espécies de *Mimosa* ocorrentes no Vale do Ipanema são observados no tipo de indumento e de inflorescência, no número de pinas, foliólulos, de elementos do perianto e de estames, além do aspecto do fruto. A maior parte das espécies apresenta distribuição em vegetação de caatinga, apenas M. *hirsutissima* var. *hirsutissima*, *M. gemmulata* var. *adamantina*, *M. misera* e *M. sensitiva* var. *sensitiva* ocorrem em vegetação arbustiva perenifólia.

Agradecimentos

A Fundação de Amparo a Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco (FACEPE) pela bolsa concedida e à Fundação O Boticário de Proteção à Natureza pelo financiamento do projeto. Aos curadores dos herbários PEUFR, UFP, HST e IPA, pelo livre acesso as suas instalações e empréstimo de exsicatas.

Referências Bibliográficas

Barneby, C. R. 1985. The genus *Mimosa* (Mimosoideae) in Bahia, Brazil: new taxa and nomenclatural adjustments. Brittonia 37: 125-153.

______. 1991. Sensitivae Censitae. A description of the genus *Mimosa* L. (Mimosaceae) in the New World. New York Botanical Garden 65: 1-835.

Bell, A. C. 1991. Plant form: an illustrated guide to flowering plant morphology. Oxford University Press, Oxford, 315p.

Bentham, G. 1841. Notes on Mimoseae, with a short synopsis of species. Journal of Botany 4: 243-392.

______. 1875. Revision of the suborder Mimoseae. Transactions of the Linnean Society London 30: 335-664.

______.1876. Leguminosae – Mimosoideae. *In*: von Martius, C. E. P.; Eichler, A. W. & Urban, I. *Flora brasiliensis*. Munchen, Wein, Leipzig 15(2): 456-458.

Burkart, A. 1948. Las especies de *Mimosa* de la flora Argentina. Darwiniana. 8: 9-231.

Ducke, A. 1953. As leguminosas de Pernambuco e Paraíba. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 51: 417-461.

Hickey, L. J. 1973. Classification of the architecture of dicitiledonous leaves. American Journal of Botany. 60: 17-33.

Lewis, G. P. 1987. Legumes of Bahia. Royal Botanic Gardens, Kew, 369p.

______.1995. Leguminosae *In*: Flora of the Pico das Almas Chapada Diamantina-Bahia, Brazil. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 368-394.

______. 2006. Leguminosae subfamília Mimosoideae. *In*: Barbosa, M. R. V.; Sothers, C.; Mayo, S.; Gamarra-Rojas, C. F. L. & Mesquita, A. C. *Checklist* das plantas do Nordeste brasileiro: angiospermas e gymnospermas. Ministério da Ciência e Tecnologia, Brasília. Pp. 86-90.

Linnaeus, C. 1753. *Mimosa*. *In*: Species plantarum. Impensis Laurentii Salvii. Pp. 516-523.

Lins, D. M. T. 1984. *Mimosa* (Leguminosae-Mimosoideac) Série *Lepidotae* no Rio Grande do Sul. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Radford, A. E.; Dickson, W.C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.

Simon, M. F. & Proença, C. 2000. Phytogeographic patterns of *Mimosa* (Mimosoideae, Leguminosae) in the Cerrado biome of Brazil: an indicator genus of high-altitude centers of endemism? Biological Conservation 96: 279-296.

Bauhinia albicans e *B. affinis*: espécies ameaçadas de extinção no estado do Rio de Janeiro

Ana Celina Lopes Nogueira Rodrigues[1,3] & *Angela Maria Studart da Fonseca Vaz*[2,3]

Resumo

(*Bauhinia albicans* e *B. affinis*: espécies ameaçadas de extinção no estado do Rio de Janeiro) Visando o tratamento de Leguminosae tribo Cercideae no estado do Rio de Janeiro, este trabalho apresenta resultados relativos à taxonomia e Conservação de *Bauhinia ser. Aculeatae*. Com evidências em novas coleções botânicas, a descrição do material florífero de *B. albicans* é aqui apresentada e ilustrada pela primeira vez. Foi verificado o *status* de conservação de *B. albicans*, espécie vulnerável e endêmica da região dos Lagos. Além disso, é apresentada uma descrição de *B. affinis*, aparentemente extinta no estado do Rio de Janeiro.
Palavras-chave: Leguminosae, Caesalpinioideae, taxonomia, conservação, Fabaceae, Caesalpiniaceae.

Abstract

(*Bauhinia albicans* e *B. affinis*: endangered species in Rio de Janeiro State) The taxonomy and conservation of *Bauhinia* ser. *Aculeatae* is part of the treatment of Leguminosae Cercideae for the state of Rio de Janeiro. The description of the flowering material of *B. albicans* is presented and illustrated for the first time, while this endemic species of coastal Rio de Janeiro has been categorized as vulnerable. A description of *B. affinis*, regionally extinct in Rio de Janeiro, is also presented.
Key words: Leguminosae, Caesalpinioideae, taxonomy, conservation, Fabaceae, Caesalpiniaceae.

Introdução

As espécies do gênero *Bauhinia* L. pertencem à tribo Cercideae, subfamília Caesalpinioideae, família Leguminosae. No Brasil ocorrem cerca de 98 espécies nativas de *Bauhinia*, distribuídas em três subgêneros e seis seções (Vaz 2001).

Barroso (1965) apresentou o tratamento das Leguminosas do estado da Guanabara (atual município do Rio de Janeiro) com duas espécies arbóreas aculeadas de *Bauhinia*: *B. forficata* e *B. affinis*. No estado do Rio de Janeiro ocorrem três espécies arbóreas aculeadas – *Bauhinia forficata* Link subsp. *forficata*, *B. affinis* e *B. albicans*, todas elas pertencentes a seção *Pauletia* ser. *Aculeatae* (Vaz & Tozzi 2003, 2005). *Bauhinia forficata* foi estudada e ilustrada por Vaz & Silva (1995). As espécies de *Bauhinia* ser. *Aculeatae* são árvores ou arbustos com ramos aculeados; acúleos geminados infraestipulares; inflorescências folhosas com flores unilaterais geminadas; cálice espatáceo e fenestrado na base; estigma bilobado; testa castanho-escura a enegrecida, brilhante com linhas em forma de leque sob a lupa. Vaz & Tozzi (2005) apresentaram uma chave para as séries *Bauhinia* sect. *Pauletia*.

Visando atualizar dados para a flora de Leguminosae do Rio de Janeiro, o objetivo deste trabalho é apresentar resultados sobre a taxonomia e conservação de *B. albicans*, a partir de novas coleções e, definir a circunscrição deste táxon em relação à *B. affinis*.

Material e Métodos

Foi realizado o levantamento das espécies estudadas nos seguintes herbários: B, BM, BR, C, CORD, E, FCAB, FL, G, GUA, HB, HBG, K, L, LAM, LE, LINN, M, MA, P, R, RFA, RB, RBR, RUSU, U e W (acrônimos segundo Holmgren *et al.* 1990). As descrições das espécies foram baseadas em revisão bibliográfica e análise de espécimes herborizados. O trabalho de campo foi feito na região de procedência do tipo de *Bauhinia albicans* com o objetivo de coletar material. O estado de conservação foi definido de acordo com os valores de pontuação para a determinação do "status" de táxons ameaçados (Mendonça & Lins 2000).

Artigo recebido em 07/2006. Aceito para publicação em 12/2007.
[1]Bolsista de iniciação científica do programa CNPq/PIBIC.
[2]Pesquisador do Convênio IBGE/JBRJ. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[3]Autor para correspondência: amvaz@jbrj.gov.br

Resultado e Discussão

Chave para as espécies de *Bauhinia* ser. *Aculeatae* no estado do Rio de Janeiro

1. Pétalas 40–80 × 3–10 mm; legumes maiores com valvas 16–22 × 2–2,5 cm ..... *B. forficata*
1'. Pétalas 43–60 × 5–9 mm; legumes menores com valvas 7–15 × 0,5–2,2 cm.
  2. Lobos foliares elíticos e paralelos, concrescidos desde 1/2 até 2/3 do comprimento total; acúleos 2–4 mm compr.; legumes com valvas castanho-escuras .... *B. affinis*
  2'. Lobos ovado-lanceolados e divergentes, concrescidos desde 1/3 até a metade do comprimento total; acúleos 3–10 mm compr.; legumes com valvas verde-acinzentadas a castanho-claras, às vezes com manchas vinosas próximo às margens .... *B. albicans*

Bauhinia albicans Vogel, Linnaea 13: 304. 1839. **Tipo**: "inter Rio et Campofrio", *Sellow 201* (Holótipo: B†, fotografia RB! *ex* F negativo 1565). Fig. 1

Arbustos até arvoretas 1– 7 m alt. Ramos em ziguezague, cilíndricos alvo-acinzentados, viloso-tomentosos, aculeados; acúleos 3–10 mm compr., dimorfos, retos ou curvados, base amarelada e ápice escurecido. Folhas bilobadas, lâmina 3–5,2 × 2,5–4 cm, base truncada, obtusa ou cordata, ápice mais ou menos agudo, margem vilosa a glabrescente, nervuras principais 7–9, face adaxial glabra, face abaxial vilosa a glabrescente, lobos ovado-lanceolados, divergentes, concrescidos desde 1/3 até a metade do comprimento total; pecíolos 8–10 mm. Estípulas 1–2 mm, lineares; nectários extra-florais ausentes. Inflorescência fasciculiforme, 2–3-floras, pedúnculo 2 mm compr. Brácteas e bractéolas 0,5–2 mm compr., triangulares; pedicelo 4–7 mm; botões florais até 50–60 mm compr., tubulosos afinando-se em direção ao ápice, hipanto turbinado; cálice 30–35 mm compr., espatáceo e fenestrado na antese; pétalas brancas, 45–60 × 8 mm, lâminas espatuladas a oblanceoladas, base atenuada, tricomas glandulosos no dorso; estames férteis 10; filetes 15–30 mm compr., desiguais no tamanho, curvados, menores que as pétalas, glabros, soldados na base em uma bainha internamente pilosa e apendiculada, anteras rimosas, 5–8 mm compr.; ovário 10–25 mm compr., tomentoso, 6–8 óvulos; estípite tomentoso; estilete 13–22 mm compr., ligeiramente curvado, com tricomas glandulosos esparso, estigma bilobado. Legume com valvas 7–15 × 0,5–2,2 cm, lenhoso-coriáceas, tomentosas quando jovens, e depois glabras, verde-acinzentadas a castanho-claras, às vezes com manchas vinosas próximo às margens. Sementes sub-planas compressas, testa negra brilhante com linhas em forma de leque.

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: V.1865, *W. J. Burchell Cat. Geogr. Pl. Brasiliae Tropicae 15A3* (K, foto RB); III.1872, *A. Glaziou 2980* (K, P, foto RB); s.d., *A. Glaziou 12624* (P, foto RB). Cabo Frio, estrada da Rasa, próximo ao condomínio Dunas do Peró, 9.III.1997, fl., *H. C. Lima et al. 5324* (RB); idem, estrada do Guriri, após a entrada para as dunas do Peró, 15.XII.1996, bt. e fl., *P.R. Farag et al. 297* (RB); idem, Peró, 22°01'28"S, 42°00'28"W, 18.V.2005, fr., *R. D. Ribeiro et al. 475* (RB); antiga estrada que liga Búzios a Cabo Frio, 22.II.2006, fl., fr. e bt., *A. C. L. N. Rogrigues et al. 165* (RB). Itaguaí: estrada Itaguaí a Itacurussá, Coroa Grande, III.1950, *H. M. Filho 2870* (RBR); Lagoa Itapemirim, 25.XII.1915, bt. e fl., *A. Frazão 22* (RB). Itapetininga, 26.I.1969, bt. e fl., *E. Santos et al. 2470* (R). Niterói, Itaipu, XII.1989, bt. e fl., *N. Rivello s.n.* (RB 330955). Maricá, UNCPS, estrada do Camburi 9, 17.XII.2004, fl. e fr., *J. P. P. Carauta et al. 7507* (RB). Saquarema, Morro dos Pregos, estrada do Jundiá, próximo da fazenda Santa Barbara, 22°51'53" S, 42°33'10" W, 12.I.2005, bt. e fl., *H. C. Lima et al. 6232* (RB).

Bauhinia albicans foi descrita com base apenas em caracteres frutíferos por Vogel em 1839. A diagnose original, assim como o material tipo fornecia informações insuficientes sobre a espécie. Daí em diante, Bentham (1870) citou *B. albicans* como sinônimo de *B. affinis*, dizendo não ter observado diferença alguma entre os materiais examinados por ele. Isto aconteceu, provavelmente devido à

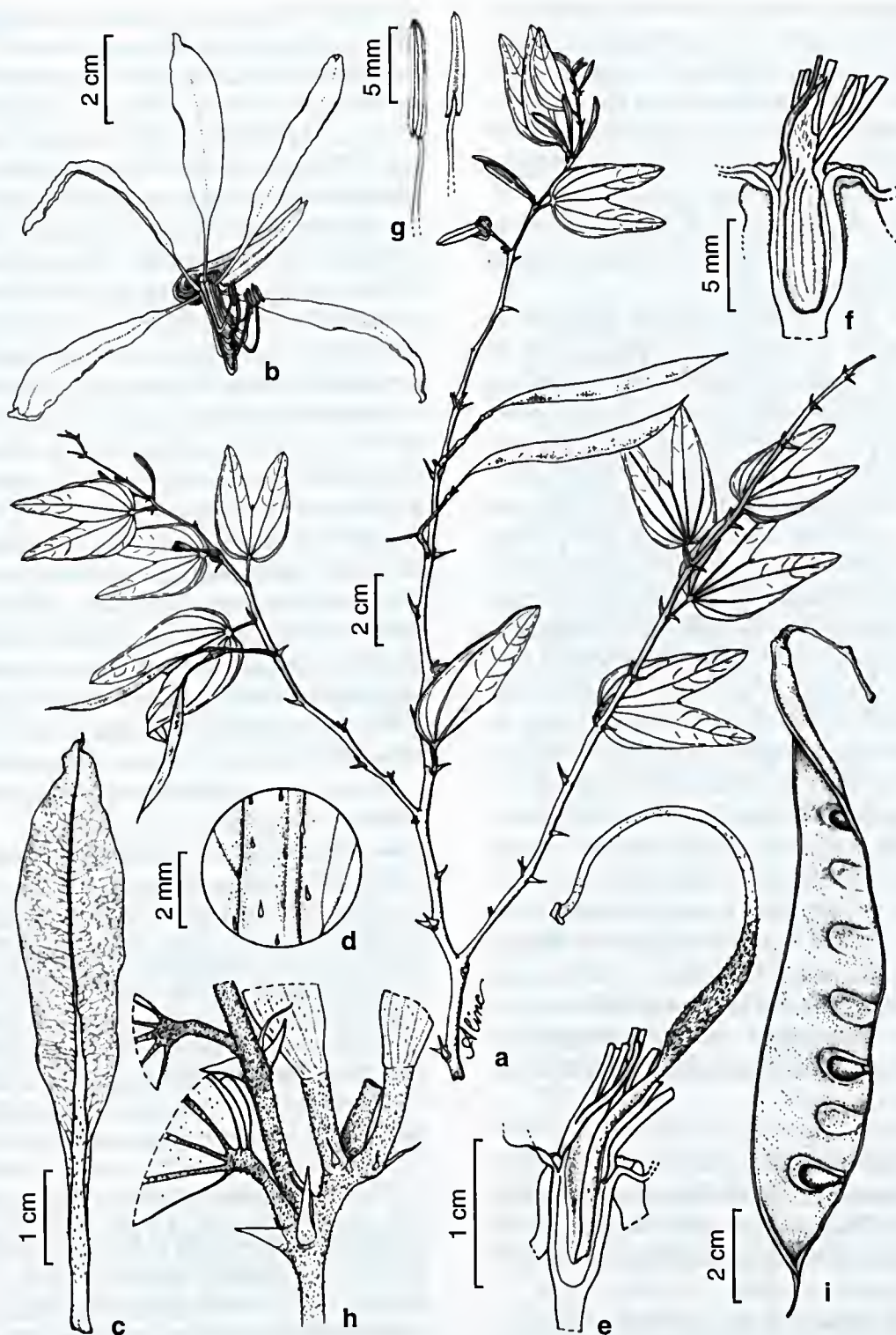



Figura 1 – *Bauhinia albicans* Vogel – a. ramo florífero; b. flor em detalhe; c. pétala centro-adaxial; d. detalhe dos tricomas na nervura principal da pétala; e. flor em corte longitudinal com sépalas e pétalas destacadas evidenciando o hipanto; f. parte interna do hipanto e filetes soldados em bainha apendiculada; g. anteras lineares; h. inserção da inflorescência parcial triflora no ramo; i. legume (*Lima 6232*).

escassez, na ocasião, de material herborizado. Wunderlin (1976) inclui ambas as espécies na sinonímia de *B. aculeata*. Esse mesmo autor (1983), retirou-as da sinonímia afirmando ser o complexo *B. aculeata* na América do Sul ainda mal compreendido. Fortunato (1996) faz comentários sobre as afinidades entre *B. affinis*, *B. albicans* e *B. forficata* subsp. *forficata*, já com base em coleções recentes de herbários brasileiros.

A partir de novas coleções botânicas na década de 90, quando as populações de *B. albicans* foram localizadas, pôde-se analisar o material florífero e completar a diagnose original. *Bauhinia albicans* pode ser reconhecida por apresentar ramos alvo-acinzentados, com acúleos maiores e em geral com coloração amarelada na base; lobos foliares divergentes e legumes com valvas verde-acinzentadas a castanho-claras, às vezes com manchas vinosas próximo às margens.

Ocorre em restinga perturbada em solo com acúmulo de matéria orgânica, nas margens de córrego e também em área de floresta seca, nas beiras de estradas na Região dos Lagos (RJ) no Bioma Mata Atlântica.

Categoria IUCN: de acordo com os valores de pontuação para determinação do "status" de táxons ameaçados (Mendonça & Lins 2000), *B. albicans* é aqui definida como vulnerável (VU), pois é endêmica da Região dos Lagos, no estado do Rio de Janeiro, com populações restritas às áreas de Búzios, Cabo Frio e Saquarema, onde há forte pressão antrópica, devido a loteamentos e expansão do turismo.

Bauhinia affinis Vogel, Linnaea 10: 594. 1836. Lectótipo: Brasil, Ilha de Santa Catarina - 1815, *A. von Chamisso s.n.* (LE, designado por Fortunato 1996; holotypus B† fotografia RB! *ex* F negativo nº 1564).

Arvoreta 4–7 m alt., ou arbustos, aculeados. Ramos em ziguezague, cilíndricos, marrom-escuros, tomentosos a glabrescentes, acúleos 2–4 mm compr., dimorfos, retos ou curvados, claros ou escurecidos. Folhas bilobadas, lâmina 4,3–4,5 × 3–4 cm, base truncada a amplo-obtusa, ápice obtuso, margem pubescente, nervuras 7–9, face adaxial glabra, face abaxial esparsamente pubescente, lobos elíticos, paralelos, concrescidos desde 1/2 até 2/3 do comprimento total. Estípulas caducas, não examinadas; nectários extra-florais ausentes. Inflorescência fasciculiforme, 2–3 floras, pedúnculo 2 mm. Brácteas não examinadas e bractéolas ca. 0,5 mm compr., triangulares; pedicelo 4–5 mm; botões florais 32 mm compr., tubulosos, afinando-se em direção ao ápice, hipanto turbinado; cálice ca. 3,5 mm compr., espatáceo e fenestrado na antese; pétalas brancas, 43–50 × 5–9 mm, lâminas obovado-lanceoladas, base atenuada, tricomas glandulosos esparsos no dorso; estames férteis 10, filetes 16–25 mm compr., com tamanhos desiguais, levemente curvados, anteras rimosas, não examinadas; ovário ca. 6 mm compr., tomentelo; estilete 18–20 mm compr., ligeiramente curvado, estípite e estilete com tricomas glandulosos esparsos; estigma bilobado. Legume com valvas 9,5–12,5 × 1,7–2 cm, lenhoso-coriáceas, tomentelas, castanho-escuras. Semente sub-planas compressas, testa castanho-escura a enegrecida, brilhante com linhas em forma de leque.

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Itatiaia, perto do Monte Benfica, 11.I.1932, fr. e fl., *P. C. Porto 2126* (RB); Itatiaia, 1917, fl., *P. C. Porto 654* (RB); Resende, mata do Horto Florestal, 21.VI.1927, fr, *J. G Kuhlmann s.n.* (RB 181211).

Material adicional: BRASIL. ESPIRITO SANTO: Venda Nova do Imigrante, Alto Bananal, 15.I.1995, fl., *G. Hatschbach & M. Hatschbach et al. 61505* (MBM *n.v.*, RB). PARANÁ: Guaraniaçu, Guarani, 7.XI.1963, bt. e fl., *E. Pereira et al. 7758* (MBM, RB); Pitanga, Serra do Angico, 19.X.1973, bt. e fl., *G. Hatschbachet et al. 32881* (MBM). SANTA CATARINA: Criciúma, X.2004, bt., *V. Zanette s.n.* (RB 406388); Desterro, X.1865, bt. e fl., *Con. Capanema s.n.* (RB 5105); Florianópolis, UCAD, UFSC, trilha Jacatirão, 9.IV.2003, fr, *R. L. C. Bortoluzzi et al. 1329* (RB); Ilha de Santa Catarina, Lagoa da Conceição, 8.XII.1950, fl., *A. P. Duarte et al. 3400* (NY, RB); idem, rio Tavares, 5.XI.1953, bt. e fl., *R. Reitz & R. M. Klein 1197* (HBR, NY, S); Laguna, 17.XI.1971, *P. Occhioni 4681*(RFA); Luiz Alves, ca. 16 km de Luiz Alves em direção a

Massaranduba, 26°46'51,5"S 48°46'27,1"W, s.d., bt. e fl., *R. L. C. Bortoluzzi et al. 1285* (RB); Matadeiro, Pântano do Sul, 22.I.1970, fr., *R. M. Klein & A. Bresolin 8577* (HBR); Porto Belo, Zimbros, 21.X.1979, fl., *Olga Yano 2293* (RB).

Bauhinia affinis ocorre na Argentina e no Brasil (Fortunato 1996), nos estados do Espírito Santo, Paraná, Rio de Janeiro e Santa Catarina, em formações florestais. No Brasil, *B. affinis* foi estudada por Bortoluzzi (2004). Os espécimes coletados no Rio de Janeiro diferem do tipo por apresentarem folhas com maior concrescimento dos lobos foliares.

Categoria IUCN: no estado do Rio de Janeiro, os três exemplares examinados foram coletados há mais de 70 anos. Apesar do aumento considerável do esforço de coleta na área de ocorrência de *B. affinis* no estado do Rio de Janeiro, nenhuma população foi localizada. Talvez estivessem em áreas de menor altitude, nas quais não existem mais vegetação nativa. De acordo com as categorias da IUCN aplicada segundo os valores de pontuação (Mendonça & Lins 2000) *Bauhinia affinis* encontra-se provavelmente extinta regionalmente (RE).

Agradecimentos

Ao CNPq/PIBIC pela bolsa concedida à primeira autora. Aos curadores e funcionários dos herbários mencionados, em especial C, CORD, G, HBG, K, LINN, M, MA e P pela pronta resposta sobre os tipos de *Bauhinia* solicitados. Ao Dr. Haroldo de C. Lima e ao estagiário Robson Daumas Ribeiro pelo apoio no trabalho de campo. A Aline Souza de Oliveira pela ilustração de *Bauhinia albicans*.

Referências Bibliográficas

Bentham, G. 1870. Leguminosae II, Swartzieae *et* Caesalpinieae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban (eds.). I. *Flora brasiliensis*. Munchen, Wien, Leipzig, 5(2): 1-254.

Barroso, G. M. 1965. Leguminosas da Guanabara. Arquivo Jardim Botânico Rio de Janeiro 15: 109-177.

Bortoluzzi, R. L. 2004. A subfamília Caesalpinioideae (Leguminosae) no estado de Santa Catarina, Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 319p.

Fortunato, R. H. 1996. *Bauhinia affinis* (Fabaceae) uma nueva cita para la flora Argentina. Darwiniana 34(1-4): 405-409.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L.C. 1990. Index Herbariorum, part 1. The herbaria of the world. 8ed. New York Botanical Garden, New York, 693p.

Mendonça, M. P. & Lins, L. V. 2000. Lista vermelha das espécies ameaçadas de extinção da flora de Minas Gerais. Fundação Biodiversitas, Fundação Zoo-Botânica, Belo Horizonte, 160p.

Vaz, A. M. S. F. 2001. Taxonomia de *Bauhinia* sect. *Pauletia* (Leguminosae-Caesalpinioideae: Cercideae) no Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 315p.

______ & Silva, D. C. P. 1995. *Bauhinia* (Leguminosae – Caesalpinioideae) da Reserva Florestal da Vista Chinesa, Rio de Janeiro. Albertoa 4(5): 53-59.

______ & Tozzi, A. M. G. A. 2003. *Aculeatae*, a new series in *Bauhinia* section *Pauletia* (Leguminosae, Caesalpinioideae, Cercideae). Novon 13(1): 141-144.

______ & ______. 2005. Sinopse de *Bauhinia* sect. *Pauletia* (Cav.) DC. (Leguminosae: Caesalpinioideae: Cercideae) no Brasil. Revista Brasileira de Botânica 28(3): 477-491.

Vogel, J.R.T. 1839. Observationes de Bauhiniis Americanis. Linnaea 13: 297-315.

Wunderlin, R. P. 1976. The panamanian species of *Bauhinia* (Leguminosae). Annals of the Missouri Botanical Garden 63(2): 346-354.

______. 1983. Revision of the arborescent *Bauhinias* (Fabaceae: Caesalpinioideae: Cercideae) native to Middle America. Annals of the Missouri Botanical Garden 70: 95-127.

O GÊNERO *COPAIFERA* (LEGUMINOSAE – CAESALPINIOIDEAE) NA AMAZÔNIA BRASILEIRA

Regina C. V. Martins-da-Silva[1, 4], *Jorge Fontella Pereira*[2] & *Haroldo Cavalcante de Lima*[3]

RESUMO

(O gênero *Copaifera* (Leguminosae – Caesalpinioideae) na Amazônia brasileira) O gênero *Copaifera* está presente na África (4 spp.), América Central (4 spp.), América do Sul (cerca de 37 spp.) e, provavelmente, na Ásia (1 sp.). Foram reconhecidas nove espécies de *Copaifera* na Amazônia brasileira: *Copaifera duckei*, *C. glycycarpa*, *C. guyanensis*, *C. martii*, *C. multijuga*, *C. paupera*, *C. piresii*, *C. pubiflora* e *C. reticulata*, representadas tanto por arbustos ou árvores que chegam a atingir até 40 metros de altura, fornecendo tanto madeira como o óleo-resina, extraído de seu tronco, utilizada na preparação de medicamentos, cosméticos, tintas e revelação de fotografias. O presente trabalho apresenta uma chave para identificação das espécies que ocorrem na Amazônia brasileira, incluindo ilustrações, descrições e comentários sobre morfologia e taxonomia.
Palavras-chave: Copaíba, medicinal, óleo-resina, taxonomia, Cesalpiniaceae.

ABSTRACT

(The genus *Copaifera* (Leguminosae – Caesalpinioideae) in Brazilian Amazonian) *Copaifera* occurs in Africa (4 spp.), Central America (4 spp.), South America (about 37 spp.) and probably in Asia (1 sp.). Nine species were recognized within the Brazilian Amazon: *Copaifera duckei*, *C. glycycarpa*, *C. guyanensis*, *C. martii*, *C. multijuga*, *C. paupera*, *C. piresii*, *C. pubiflora* e *C. reticulata*. Their habit varies between shrubby and tree-like, with some species forming 40 m tall trees. *Copaifera* is economically important as a timber source, and increasingly as the source of an oleoresin used as a component of medicines, cosmetics, ink and film-development. The present treatment includes an identification key for the species, illustrations, descriptions and comments regarding the morphology, taxonomy and distribution of the species treated.
Key words: Copaíba, medicinal, oleoresin, taxonomy, Caesalpiniaceae.

INTRODUÇÃO

As espécies conhecidas popularmente como 'copaíba', 'copaibeiras', 'pau d'óleo', entre outros nomes pertencem ao gênero *Copaifera* (Leguminosae – Caesalpinioideae), que ocorre na África (4 spp.), nas Américas Central (4 spp.) e do Sul (cerca de 37 spp.) e, provavelmente, na Ásia (1 sp.) (Hayne 1827; Bentham 1870; Léonard 1949, 1950; Dwyer 1951; De Wit 1953; Enrech *et al.* 1983; Poveda *et al.* 1989; Hou 1994; Martins-da-Silva 2006). Considerou-se como ocorrência provável na Ásia, por haver dúvidas quanto à transferência de *Pseudosindora palustris* Symington para *Copaifera*, visto que o próprio autor da espécie (Symington 1942), ao descrevê-la, fez referência à ausência de canais intercelulares no tronco e esse é um caráter presente nas espécies do gênero *Copaifera*. A ausência desse caráter na referida espécie foi também confirmada por Quirk (1983) ao estudar as madeiras da Ásia.

As espécies desse gênero podem ser arbustos ou árvores que chegam a atingir até cerca de 40 m de altura e são fornecedoras de madeira e óleo-resina, dois produtos extraídos de seu tronco e explorados em níveis comercial e industrial. A madeira é utilizada na produção de compensados e o óleo-resina é empregado na medicina popular como antiinflamatório e antibactericida, sendo seu uso também conhecido como combustível na iluminação doméstica rudimentar (Corrêa 1931; Alencar 1982; Berg 1993; Siqueira 1996; Shanley *et al.* 2005).

Artigo recebido em 09/2006. Aceito para publicação em 09/2007.
[1]Embrapa Amazônia Oriental, Tv. Enéas Pinheido s/n, Bairro Marco, 66095-100, Belém, PA, Brasil.
[2]Museu Nacional do Rio de Janeiro/UFRJ; Bolsista I-B do CNPq
[3]Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro. R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brazil.
[4]Autor para correspondência: regina@cpatu.embrapa.br ou rcvms@supridados.com.br

Veiga Junior & Pinto (2002) comentaram que apesar da extensa literatura sobre os óleos-resina de *Copaifera*, poucos são os artigos nos quais é encontrada a identificação botânica da espécie estudada. Assim, se torna impossível proceder a uma comparação entre os diversos resultados, visto que os dados químicos encontrados em uma espécie podem ser completamente diferentes em outra, como se pode verificar nos trabalhos realizados por Maia *et al.* (2001) e Cascon & Gilbert (2000), que demonstraram existir diferenças nas características químicas do óleo proveniente de diferentes espécies e até mesmo no âmbito de uma mesma espécie. Segundo Cascon & Gilbert (2000), é necessário, antes, se conhecer a variabilidade da composição química inter- e intraespecífica das *Copaifera* para, só depois, utilizar o óleo-resina como matéria prima para medicamentos e cosméticos. Segundo Langenhein (2003), a variação na composição química do óleo-resina de *Copaifera* pode influenciar a ação farmacológica e a toxidez dos produtos que o utilizam em suas composições, podendo comprometer o controle de qualidade.

Apesar dos vários estudos sobre a taxonomia do gênero *Copaifera* realizados ao longo de quase três séculos, ainda existiam dificuldades para reconhecer as espécies que ocorrem na Amazônia brasileira devido à carência de informações de campo sobre a variação de características morfológicas e a ausência de ilustrações demonstrativas dos caracteres-chave. Assim, essa dificuldade tornou-se barreira para o avanço dos estudos de caracterização química de tais espécies e, conseqüentemente, melhor aproveitamento industrial da madeira e óleo-resina, e no mais o manejo adequado desses recursos.

Diante da necessidade de se conhecer as espécies de *Copaifera* que estão fornecendo óleo-resina na Amazônia, procedeu-se ao estudo taxonômico desse gênero na referida região.

O objetivo deste trabalho é apresentar o tratamento taxonômico das nove espécies de *Copaifera* que ocorrem na Amazônia brasileira acompanhado de uma chave de identificação, descrições, ilustrações e comentários sobre morfologia e taxonomia.

Material e Métodos

A Amazônia brasileira ocupa integralmente cinco estados, ou seja, Acre, Amapá, Amazonas, Pará e Roraima, bem como parte dos estados do Maranhão, Mato Grosso, Rondônia e de Tocantins (MMA 2004). Abrange uma área de aproximadamente quatro milhões de km^2, com temperatura média em torno de 25°C, com chuvas torrenciais bem distribuídas ao longo do ano (MMA 2004). A diversidade geológica é bastante variada, aliada ao relevo diferenciado e influência das altas temperaturas, bem como altos níveis de precipitação, resultando na formação das mais variadas classes de solo. A vegetação característica é a Floresta Ombrófila Densa que apresenta variações, principalmente ao longo do rio Amazonas e seus principais afluentes. Está situada na zona neotropical e abriga a maior bacia hidrográfica do planeta, escoando 1/5 da água doce da Terra. Seus rios são classificados de acordo com a cor de suas águas e os sedimentos que transportam (Arruda 2001; MMA 2004).

Foram analisados materiais coletados nos diversos estados da Amazônia, bem como exemplares procedentes dos seguintes herbários: CAY, COL, F, GUA, HAMAB, HB, HRCB, IAC, IAN, INPA, IPA, K, L, MG, R, RB, SGO, SP, SPF, TEPB, U, UB, UEC, UFMT e VEN (acrônimos de acordo com Holmgren & Holmgren 1998). Analisou-se, ainda, material de herbários não indexados, isto é, da Universidade Federal do Acre (HPZ), Universidade Federal do Amazonas (HUAM) e da Orsa Florestal (JARI). Além disso, foram examinadas fotografias de tipos depositadas nos herbários F, GH, IAN e RB, bem como imagens digitais dos herbários A, B, G, FHO, GH, K, M, MO, NY, OXF, P, US, Z e WIS. O bioma Amazônia foi delimitado segundo MMA (2004), porém para habitat seguiu-se Pires & Prance (1985). A terminologia na descrição dos táxons foi adotada segundo Lawrence (1951), Rizzini (1977), Stearn (1998), Harris & Harris (2001) e Hickey & King (2003).

Folíolos foram diafanizados segundo a técnica de Johansen (1940) para contagem de aréolas que foi realizada com auxílio de microscópio ótico, com quadrado de 1 mm^2 acoplado à lente. Foi conferido o número de aréolas por mm^2 com 10 repetições em cada folíolo, sendo utilizados 3–5 folíolos por espécie.

Considerou-se venação laxa, quando a média do número de aréolas por mm^2 na superfície dos folíolos esteve compreendida entre 8–12 (Tab. 1) e, venação congesta, com média acima de 15 aréolas por mm^2 (Tab. 1).

Tabela 1 – Valores mínimo, médio (em negrito) e máximo do número de aréolas por mm^2 na superfície dos folíolos das espécies de *Copaifera* estudadas.

Espécie	No. aréolas/mm^2
C. duckei	5–**8,7**–11
C. glycycarpa	16–**21,4**–29
C. guyanesis	6–**8,2**–11
C. martii	13–**16,8**–22
C. multijuga	18–**29,5**–41
C. paupera	15–**21,7**–28
C. piresii	9–**11,4**–14
C. pubiflora	8–**15,2**–21
C. reticulata	6–**9,3**–12

Resultados e Discussão

Copaifera L., Sp. Pl. ed.2: 557. 1762, *nom. cons.*

Espécie tipo: *Copaifera officinalis* (Jacq.) L. (*Copaiva officinalis* Jacq.).

Arbustos ou árvores; tronco cilíndrico, anéis circulares ao longo do tronco. Canais secretores intercelulares, axiais, dispostos cm faixas de parênquima axial marginal, concêntricas, no tronco. Folhas alternas, paripinadas; folíolos 2–12 pares, opostos, alternos ou subopostos, inteiros, podendo apresentar pontuações translúcidas; venação pinada, broquidódromo, arcos formando-se próximo à nervura marginal, nervura intersecundárias presentes, reticulação laxa ou congesta, conspícua ou inconspícua, 1–2(3) glândulas no ¼ basal da nervura marginal; estípulas interpeciolares geralmente caducas. Inflorescência em panículas, alternas, botões florais protegidos por duas bractéolas e uma bráctea caducas, internamente glabras, externamente glabras, glabrescentes ou pubescentes. Flores monoclamídias (pétalas ausentes), sésseis ou subsésseis, alvas. Cálice tetrâmero formando tubo curto, conato a um pequeno disco; sépalas variando em largura: uma mais larga, mais côncava oposta a outra mais estreita, quase reta, intercaladas por duas médias, similares, ligeiramente côncavas, hirsutas internamente, pubescentes, glabrescentes ou glabras externamente. Androceu com 10 estames livres, de dois tamanhos, intercalados na margem do disco; filetes glabros; anteras oblongas, apiculadas ou não no ápice, glabras, dorsifixas, rimosas. Gineceu com ovário comprimido lateralmente, preso no centro do disco, estipitado ou séssil, totalmente hirsuto ou apenas na nervura principal, sutura do carpelo, ápice e base; óvulos 2, alongados, superpostos; estilete filiforme; estigma terminal, globoso, papiloso. Frutos, legumes estipitados, obliquamente elípticos ou falcado-ovados, sub-orbiculares ou obovados, geralmente comprimidos lateralmente, em geral apiculados; semente 1 (2), pêndula, oblongo-globosa, nigrescente, coberta por arilo branco ou amarelo, endosperma ausente.

Chave para identificação das espécies de *Copaifera* ocorrentes na Amazônia brasileira

1. Venação foliolar congesta (média de aréolas/mm^2 na superfície dos folíolos superior a 15) e inconspícua na face adaxial.
    2. Folíolos 6–12 pares; ovário totalmente hirsuto.
        3. Folíolos opostos, retos, simétricos, ovário séssil, frutos globosos ...... 2. *C. glycycarpa*
        3'. Folíolos alternos, falcados, assimétricos, ovário estipitado, frutos comprimidos lateralmente .... 5. *C. multijuga*

2'. Folíolos até 5 pares; ovário hirsuto na sutura do carpelo e ao longo da nervura principal.
4. Folíolos com comprimento maior do que o dobro da largura, alternos, arilo amarelo .... 6. *C. paupera*
4'. Folíolos com comprimento menor do que o dobro da largura, opostos ou subopostos, arilo branco.
5. Folíolos opostos, 3–4 pares, margens ligeiramente revolutas, sépalas glabrescentes ou glabras externamente .... 4. *C. martii*
5'. Folíolos subopostos, (1)2–3 pares, margens não revolutas, sépalas pubescentes externamente .... 8. *C. pubiflora*
1'. Venação foliolar laxa (média de aréolas/mm² na superfície dos folíolos inferior a 12) e conspícua na face adaxial.
6. Folíolos 0,9–2,8 cm compr., 4–7 pares, peciólulos 0,4–1 mm compr. .... 7. *C. piresii*
6'. Folíolos maiores do que 3 cm compr., (2)3–6 pares, peciólulos 0,2–0,8 cm compr.
7. Folíolos opostos, retos, (2)3–4 pares, sépalas pubescentes externamente, frutos com 3–5cm de comprimento .... 3. *C. guyanensis*
7'. Folíolos alternos ou subopostos, subfalcados ou falcados, 3–6 pares, sépalas glabras ou glabrescentes externamente, frutos com 2,3–4 cm compr.
8. Folíolos 4-6 pares, raque foliar 6–12,3 cm compr., pecíolo e peciólulo pubescentes ou glabrescentes, nervura central (face abaxial) pubescente ou glabrescente, sépalas glabrescentes ou glabras externamente .... 9. *C. reticulata*
8'. Folíolos 3–4 pares, raque foliar 2,5–7,3 cm compr., pecíolo e peciólulo glabros ou glabrescentes, nervura central (face abaxial) glabra, sépalas glabras externamente .... 1. *C. duckei*

1. *Copaifera duckei* Dwyer, Brittonia 7 (3): 163-164. 1951. **Tipo**: BRASIL. PARÁ: Belém do Pará, 10.XI.1922, fl., *A. Ducke 16875* (Lectótipo US 1441916!, aqui designado; duplicatas do lectótipo K!, RB!). Fig. 1 a-f

Árvore (15)20–35(45) m alt. e (25)35-95 cm DAP; ritidoma estriado, cinza-rosado. **Folhas** com 3–4 pares de folíolos, pecíolo e raque glabros ou glabrescentes, pecíolos 0,7–2 cm compr., raque 2,5–7,3 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** alternos ou subopostos, coriáceos, oblongo-ovados, subfalcados, assimétricos, base obtusa sub-equilátera, raramente cuneada, ápice curto acuminado com ou sem apículo, os distais 3,4–6,7 × 1,4–3,3 cm, proximais 2,4–4,7 × 1,3–3,7 cm e medianos 3,2–5,6 × 1,5–2,9 cm, faces abaxial e adaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial proeminente, pubescente ou glabrescente, abaxial glabra; venação laxa (média 8,7 aréolas/mm²), conspícua na face adaxial; pontuações translúcidas quase sempre presentes; peciólulos glabros ou glabrescentes, ca. 0,2 cm compr. **Inflorescências** 5,5–13 cm compr.; bráctea 1,4–1,9 × 1,2–1,7 mm, faces abaxial e adaxial glabras, tricomas nas margens; bractéolas 1–1,3 × 0,7–0,9 mm, faces abaxial e adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** subsésseis; sépalas externamente glabras, a mais larga 3,2–4,4 × 2–3,1 mm, as médias 3,2–4,4 × 1,2–2 mm e a mais estreita 3,2–4,4 × 0,8–1,1 mm; anteras 1,3–2,2 × 0,7–1 mm; gineceu 3,7–4,1 mm compr., ovário oblongo-elíptico, estipitado, 1,7–1,9 × 1–1,3 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, no ápice e na base; estilete 2–2,2 mm compr. **Frutos** obovados, sub-orbiculares, algumas vezes oblíquos, 3–4 × 2,2–3,2 cm, base falcada ou subfalcada, ápice arredondado ou truncado; semente 1,4–1,8 × 1–1,3 cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. MARANHÃO: Maracassumé River Region, 20.IX.1932, *Fróes 1926* (US, A, F, K, NY); Santa Luzia, Arrastão do Cajueiro, 10.VII.2002, *M. L. B. Jesus 25* (IAN). PARÁ: Belém, Mosqueiro, propriedade Mari-mari, ramal Sapucaia, 25.IV.2002, fr., *R. C. V. Martins-da-Silva et al. 76* (IAN); Castanhal, colônia Três de Outubro, 23.I.1953, fl., *J. M. Pires & N. T. Silva 4453* (IAN, INPA, IPA, K, R).

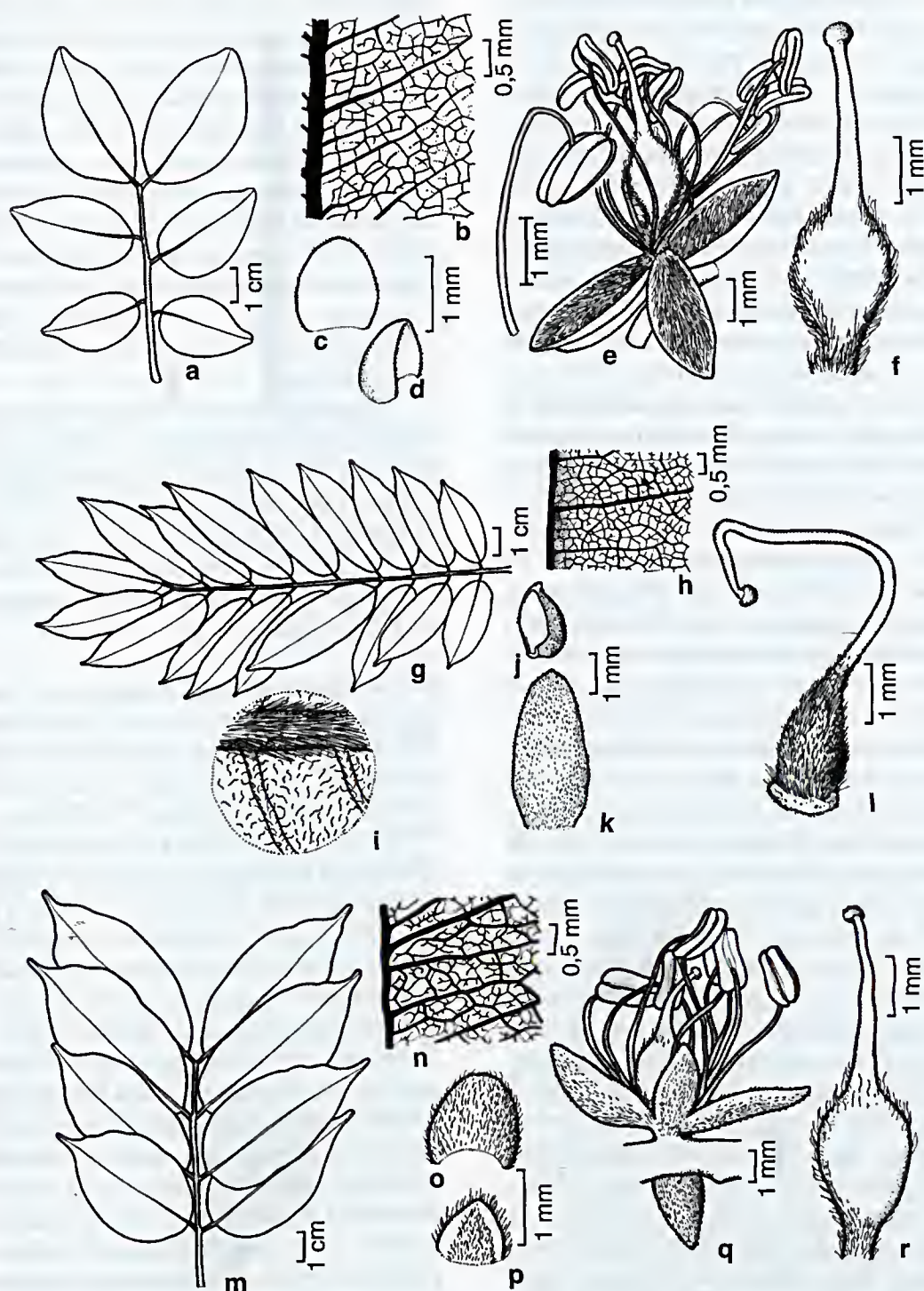



Figura 1 – a-f. *Copaifera duckei* – a. folha; b. detalhe do folíolo evidenciando venação laxa; c. bráctea. d. bractéola. e. flor; f. gineceu. g-l. *C. glycycarpa* – g. folha; h. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; i. detalhe do folíolo evidenciando tricomas na face abaxial da lâmina; j. bractéola; k. bráctea; l. gineceu. m-r. *C. guyanensis* – m. folha. n. detalhe do folíolo evidenciando venação laxa; o. bráctea; p. bractéola; q. flor; r. gineceu. (a *Freitas 180*; b *Pires 4453*; c-f *Freitas 151*; g-i *Martins-da-Silva 190*; j-l *Ducke s.n.* (RB20218); m, o-p *Rosa 522*; n *Damião 3097*; q-r *Spruce s.n.* (RB5159))

Ocorre apenas no Brasil, no nordeste da Amazônia brasileira; foi encontrada desde o nordeste do estado do Pará até o noroeste do Maranhão (Fig. 4). Habita as matas de terra firme.

Dwyer (1951), ao descrever *C. duckei*, citou como tipo uma duplicata do material *Ducke s.n.* (RB 16875) depositada no herbário US, além de outras coletas adicionais procedentes da Bahia, Ceará e Maranhão. Posteriormente, Ducke (1959) ao descrever *C. cearensis*, validando um nome não publicado por J. Huber, reconheceu como pertencendo a esta espécie parte do material incluído por Dwyer (1951) em *C. duckei*. O referido autor, discordando ainda da proposição de Dwyer, colocou em dúvida a validade de *C. duckei*, aventando a possibilidade de ser uma mera forma de *C. reticulata*.

Sobre a coleta *Riedel 686*, oriunda da Bahia e citada por Dwyer como parátipo de *C. duckei*, verificou-se que não pertence a essa espécie, por possuir mais de quatro pares de folíolos, estando incompletamente conhecida.

Dwyer após a descrição de *C. duckei* menciona o material Ducke16875 (US, Type). Com o exame do referido material depositado no Jardim Botânico do Rio de Janeiro, constatou-se que na mesma exsicata, Ducke cita duas datas diferentes de coleta, uma de um exemplar coletado em 10 de novembro de 1922, em flor, e outra de um exemplar coletado em 23 de junho de 1923, em fruto. Quem trabalhou no herbário do Jardim Botânico sabe que inúmeros exemplares coletados por Ducke têm datas diferentes de coleta na mesma exsicata. Porém, as duplicatas que se encontram em (US), foram desmembradas em: 'Sheet' I (US-1441917) com as duas datas acima referidas e 'Sheet' II, (US-1441916), com a data de 23 de junho de 1923, em fruto. Como o Código de Nomenclatura, 2006, Art.8, diz que o holótipo não pode consistir de material coletado em duas datas diferentes, optou-se pela lectotipificação, escolhendo a Sheet II (US-1441916), material coletado em fruto, por Ducke, em 23 de junho de 1923.

Copaifera duckei é afim de *C. reticulata*, da qual difere por possuir três a quatro pares de folíolos oblongo-ovados, raque da folha menor (2,5–7,3 cm compr.), sendo glabra ou glabrescente; geralmente, o pecíolo, peciólulo e nervura central são glabros, entretanto, mais raramente, são glabrescentes, principalmente quando mais jovens; contudo a nervura central é glabra na face abaxial. Brácteas, bractéolas e sépalas externamente são glabras. O retículo formado pela venação na face adaxial dos folíolos, em *C. duckei*, é mais conspícuo e brilhante, bem como as aréolas são ligeiramente maiores do que em *C. reticulata*, tendo sido encontrada uma média de 8,7 aréolas por mm^2 em *C. duckei*.

O tamanho dos frutos foi considerado por Dwyer (1951) como um dos caracteres para separar as duas espécies, informando que em *C. duckei* são maiores (3,3–3,5 × 2,5–3 cm) do que em *C. reticulata* (2,7–3,2 × 2–3 cm), no entanto, foram encontrados, na FLONA do Tapajós (PA), frutos de *C. reticulata* medindo até 3,7 × 3,5 cm.

2. *Copaifera glycycarpa* Ducke, Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 5: 128-129. 1930. **Tipo**: BRASIL. AMAZONAS: "habitat in silvis non inundatis ad ripas fluminis Curuçá prope oppidum Maués civitatis Amazonas", 17.XII.1927, fl., *Ducke s.n* (Lectótipo RB 20218!, aqui designado; duplicatas do lectótipo F!, K!, NY!, RB!, U!, US!). Fig. 1 g-l

Árvore (25)30–35 m alt., 46–80 cm DAP; ritidoma estriado, cinza a castanho-avermelhado. **Folhas** com 8–12 pares de folíolos, pecíolo e raque ferrugíneo-tomentosos, pecíolo 1,3–1,9 cm compr., raque 11,1–19,3 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** opostos, coriáceos, oblongo-lanceolados, retos, simétricos, base obtuso-rotunda, ápice agudo-acuminado, apiculado, os distais 4,8–8,2 × 1,2–2,7 cm, os proximais 3,2–5,6 × 1,2–2,5 cm e os medianos 3,4–7 × 1,6–2,6 cm, faces adaxial glabra ou glabrescente, face abaxial pubescente, margens semi-revolutas, nervura central adaxial impressa glabra, abaxial hirsuta; venação congesta (média 21,4 aréolas/mm^2), inconspícua na face adaxial à vista desarmada; pontuações translúcidas imperceptíveis; peciólulos tomentosos, 0,2–0,4 cm compr. **Inflorescências**

com 27–33 cm compr., bráctea 4,5–6 × 3–4 mm, abaxial pubescente, adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 2–2,7 × 2,2–2,9 mm, abaxial pubescentes, adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** com sépalas externamente tomentosas, ovário oblongo-ovado, séssil, ca. 2,5 × 2 mm, totalmente hirsuto; estilete ca. 6 mm compr. **Frutos** globosos, elíptico-obovados, 4–4,5 × 2,9–4 cm, base ligeiramente cuneada, ápice arredondado; semente oblongo-globosa, ca. 2 × 1 cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. AMAZONAS: Itacoatiara, estrada Torquato Tapajós, km 227, terreno da Mil Madeireira, 8.V.1996, fr., *L. F. Coêlho s.n.* (INPA 186048); Novo Aripuanã, BR-230, Rodovia Transamazônica a 300km de Humaitá, próx. ao acampamento do DNER, 7°33'S, 60°40W, 24.IV.1985, fr., *C.A.C. Ferreira et al. 5734* (INPA). MATO GROSSO: near Tabajara, upper Machado River Region, XI-XII.1931, fr., *B. A. Krukoff 1497* (F, K). PARÁ: "ad medium flumen Tapajoz loco Quataquara (civitate Pará)", 14.VIII.1923, fr., *Ducke s.n.* (síntipos RB 17069, U; foto do síntipo RB: F). RONDÔNIA: Itapuã do Oeste, Flona do Jamari, 7.VIII.1987, fr., *P. S. Teixeira et al. 272* (INPA); Porto Velho, Campo Experimental da Embrapa de Porto Velho, 8°48'S, 63°51W, 28.X.2004, fr., *R. C. V. Martins-da-Silva et al. 190* (IAN).

Ocorre apenas no Brasil, na região central da Amazônia brasileira e estende-se até a sudoeste e sul dessa região; foi encontrada no sudoeste do Pará, leste do Amazonas e noroeste de Mato Grosso (Fig. 4). Habita as matas de terra firme.

Copaifera glycycarpa destaca-se por apresentar tricomas na face abaxial da lâmina do folíolo, ovário séssil e fruto globoso com apículo rudimentar. Entretanto, devido ao relativamente grande número de folíolos e ao ovário totalmente hirsuto, *C. glycycarpa* é afim de *C. multijuga*, sendo ambas as únicas, na Amazônia, que possuem o ovário totalmente hirsuto. Porém, *C. glycycarpa* difere por apresentar folíolos simétricos, retos e opostos, bem como ovário séssil e fruto globoso. A venação dos folíolos em ambas as espécies apresenta-se congesta e inconspícua na face adaxial; entretanto, *C. glycycarpa* difere por possuir em média 21,4 aréolas/mm² e as veias com terminações livres apresentando bifurcações.

A descrição das flores foi complementada pela tradução do Protólogo (Ducke 1930), pois os materiais examinados continham apenas botões florais e ovário.

Dwyer (1951) faz a indicação de Ducke 20218 como um fragmento do cotipo (uma designação antiga para síntipo e outras categorias de Tipos) depositado em (F), porém, Ducke menciona no protólogo de sua nova espécie que os síntipos estão depositados no herbário do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, daí a lectotipificação apresentada neste trabalho.

3. *Copaifera guyanensis* Desf., Mém. Mus. Hist. Paris, 7: 376-377, tab. 13. 1821. **Tipo**: GUYANE. Indigène dês forêts, croît dans lê voisinage du Rio-Negro – Tipo não localizado.
Fig. 1m-r

Árvore grande ou mediana (5–7)10–27,5–30 m alt. e 30–39,7–50 cm DAP; ritidoma cinza-esbranquiçado a castanho, com estrias longitudinais, superficiais, cerradas. **Folhas** com (2)3–4 pares de folíolos, pecíolo e raque glabros ou glabrescentes, pecíolo 1,9–4,2 cm compr., raque 5–13,4 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** opostos, cartáceos ou coriáceos, oblongo-lanceolados ou ovado-lanceolados, retos, simétricos, base arredondada ou raramente cuneada, equilátera, ápice estreito acuminado e apiculado, os distais 7,5–14,15 × 2,5–5,8 cm, os proximais 6,2–12,3 × 2,9–5,8 cm e os medianos 7,3–14 × 2,3–5,8 cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial impressa, glabra ou glabrescente, abaxial glabra ou glabrescente; venação laxa (média 8,2 aréolas/mm²), conspícua na face adaxial; pontuações translúcidas distribuídas, preferencialmente, de forma homogênea em toda a lâmina, raramente imperceptíveis; peciólulos glabros ou glabrescentes, 0,4–0,7 cm compr. **Inflorescências** 8–18 cm compr.; bráctea 1,4-2,1 × 1,4-2,5mm, face abaxial pubescente, a adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas, 0,8–1,4 × 0,7–1,3 mm, abaxial pubescentes, adaxial glabras com tricomas nas margens. **Flores** sésseis a subsésseis; sépalas externamente pubescentes, a mais larga 3,5–4,7

× 1,4-3 mm, as médias 3,5–4,7 × 1–2,3 mm e a mais estreita 3,5–4,7 × 0,8–2 mm; anteras 1,6–2,8 × 0,8–1,1 mm; gineceu 4,5–6 mm compr., ovário oblongo-obovado, estipitado, 2,2–2,9 × 1,4–2,2 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, no ápice e na base; estilete glabro, 1,8–3 mm compr. **Frutos** oblongo-obovados, elíptico-obovados ou oblongo-oblíquos, comprimidos lateralmente, 3–5 × 1,8–3,5 cm, estipitados, base sub-falcada ou falcada, ápice arredondado ou truncado; semente oblongo-globosa, 1,7–2,3 × 1,3–1,4 cm, arilo branco.

Material selecionado: BRASIL. AMAZONAS: rio Negro inferior, XI.1851, fl., *R. Spruce s.n.* (RB 5159, K); rio Negro, foz do Caiarí, 1.X.1952, fr., *R. L. Fróes 28807* (IAN, INPA, R). COLÔMBIA. Rio Loreto-Yaco, 2.XI.1946, fl. e fr., *G. A. Black et al. 46-301* (F, IAN, K); VAUPÉS: rio Apaporis (La Libertad), 23.V.1977, fr., *A. Roa 710* (INPA). GUIANA FRANCESA. CAYENNE: Fleuve Oyapock, Crique Sikini, "Gros Saut", 21.VII.1969, fr., *B. Oldeman B2594* (CAY); SAINT-LAURENT DU MARONI: Bords dé la Rivière du Maroni, 1862, fl., *M. Melinon, s.n.* (R 69717, F). SURINAME. BROKOPONDO: near Kabelstation, Suriname River, 8.XI.1933, fr., *J. Lanjouw 1157* (IAN, K). PARA: Jodensavanne-Mapannekreek area, Kamp 8, 1962, *J. Elburg 9394* (F, WIS); Zanderij I, 1.X.1942, fl., *G. Stahel 92* (K, UB, WIS). SARAMACCA: Tottikamp, 19.III.1950, fl., *B.B.S. 506* (K). SIPALIWINI: Jacobkondre, Saramacca River, 16.VI.1944, fr., *B. Maguire 23836* (F, K, RB); Posoegronce, Saramacca River, 29.VI.1944, fl., *B. Maguire 24015* (F, K, RB).

Ocorre no Brasil, Colômbia, Guiana Francesa e Suriname. Espécie com ampla distribuição no norte da América do Sul, tendo sido encontrada desde a Guiana Francesa, Suriname e Colômbia, estendendo-se até a região amazônica no Brasil. Na Amazônia brasileira, ocorre nas porções central e ocidental; foi encontrada apenas no estado do Amazonas (Fig. 4). Habita preferencialmente matas de várzea e igapó, mas também pode ocorrer em matas de terra firme e campinarana.

Desfontaines (1821), ao descrever *C. guyanensis* não designou o tipo, apenas fez referência de que era uma árvore nativa das florestas da Guiana Francesa, crescia nas cercanias do rio Negro, e que, no herbário do Museu, havia alguns ramos com flores. Como trabalhava no herbário de Paris, supõe-se que estava se referindo a esse herbário; porém, a mesma não foi localizada. Dwyer (1954) comentou que ficou desapontado por não conseguir localizar o tipo no herbário de Paris, mas sugeriu que o mesmo poderia estar no herbário de Florence, já que grande parte das coletas de Desfontaines encontra-se nesse herbário. Diante da impossibilidade de localizar o tipo, a determinação do material foi baseada no protólogo de *C. guyanensis* (descrição e estampa) e também em outros materiais determinados por Ducke que serviram para comparação.

Dwyer (1951) indicou *C. beyrichii* Hayne e *C. bijuga* Hayne como sinônimos de *C. guyanensis*, porém, *C. beyrichii* é uma Connaraceae e de acordo com Forero (1983) é sinônimo de *Connarus beyrichii* Planchon. Examinando o tipo de *C. bijuga*, a diagnose e a prancha contidas na *obra princeps*, não se pode concordar com a sinonímia proposta por Dwyer (1951) quanto à *C. bijuga*, pois a mesma foi descrita como apresentando duas jugas, incurvas e assimétricas, discordando dessa forma de *C. guyanensis*.

Copaifera guyanensis é bem definida morfologicamente, por exibir três a quatro pares de folíolos, raramente dois, opostos, relativamente grandes (6,2–14,15 × 2,3–5,8 cm), oblongo-lanceolados ou oblongo-ovados, retos, com ápices acuminados que podem ser longos ou mais curtos e lâmina simétrica. A consistência dos folíolos em *C. guyanensis* varia, pode ser cartácea ou coriácea, o ápice dos folíolos e a base também podem variar de base arredondada a ligeiramente cuneada, embora esta última mais rara e os ápices estreitos acuminados.

Discorda-se das identificações de Dwyer (1951) para as coletas *Curran 53* (G, US) e *103* (G, US, Y), procedentes da Bahia. Ao examinar as fotos destes exemplares, verifica-se que possuem folíolos falcados, devendo provavelmente se tratar de *C. lucens* Dwyer. Lewis (1987) citou *C. guyanensis* ocorrendo na Bahia, porém explicou que essa informação foi extraída da revisão de Dwyer (1951).

As coletas *Lisboa et al. 1967* (MG 96337) e *Silva et al. 937* (MG 78478), procedentes de Carauari (AM), apresentam quatro pares de folíolos cuja forma e filotaxia assemelham-se à *C. guyanensis*; porém, com tricomas na face abaxial da lâmina. Como as referidas amostras encontram-se estéreis e esse caráter não foi detectado nos demais materiais analisados da espécie, preferiu-se não incluí-las, neste momento, em *C. guyanensis*, até que se obtenha material fértil que possa dirimir esta dúvida.

4. *Copaifera martii* Hayne, Getreue Darstell. Gew. 10: tab. 15. 1827. **Tipo**: BRASIL. Wächst in Brasilien in den Wäldern der Provinz Para am Amazonenflusse, s.d. (1819?), fl., *Martius s.n.* (Lectótipo M!, aqui designado; duplicata do lectótipo L!). Fig. 2 a-f

Arbusto ou árvore (0,8)2–40(48) m alt. e 4–90(101) cm DAP; ritidoma estriado, cinza-avermelhado a cinza-acastanhado. **Folhas** com 3–4 pares de folíolos, pecíolo e raque glabrescente, pecíolo 1–2,5 cm compr., raque 2,5–6,2 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** opostos, coriáceos, oblongo-ovados, oblongo-elípticos, orbiculares, retos a subfalcados, assimétricos, base obtusa subequilátera, ápice arredondado ou acuminado, raro apiculado, os distais 3,7–9,3 × 1,9–4,9 cm, os proximais 3,4–8,1 × 1,9–4,1 cm e os medianos 4–9,1 × 2,0-4,6 cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens semi-revolutas na região basal; nervura central adaxial impressa, glabra, abaxial glabra ou glabrescente; venação congesta (média 16,8 aréolas/mm^2), inconspícua adaxial; pontuações translúcidas quase sempre ausentes; peciólulos glabros ou glabrescentes, 0,2–0,3 cm compr. **Inflorescências** 7–15 cm compr., bráctea 1,7–3 × 1,3–2,5 mm, face abaxial glabrescente, face adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 1,2–2,4 × 0,8–1,8 mm, abaxial glabrescente, adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** sésseis; sépalas externamente glabras ou glabrescentes, podendo apresentar raros tricomas na base e no ápice, a mais larga 2,8–3,7 × 1,8–2,7 mm, as médias 2,8–3,7 × 1,3–2,4 mm e a mais estreita 2,8–3,7 × 0,9–1,4 mm; anteras 1,2–1,6 × 0,6–0,9 mm; gineceu 3,4–4,9 mm compr., ovário oblongo-elíptico a suborbicular, estipitado, 1,6–2,2 × 1,1–1,9 mm, hirsuto na base, margens e ápice; estilete 1,8–2,7 mm compr. **Frutos** sub-orbiculares, raro oblíquos, comprimidos lateralmente, 1,5–2,4 × 1,4–2,2 cm, estipitado, base arredondada, ápice arredondado; semente 1(2) oblongo-globosa, 1,2–1,3 × 0,8–0,9 cm, arilo branco.

Material selecionado: BRASIL. MARANHÃO: Alcântara, 28.IX.1903, fr., *A. Ducke s.n.* (MG 442, RB); Caxias, 28.VI.1907, fr., *A. Ducke s.n.* (MG 713, RB). PARÁ: Belterra, praia de Porto Novo, 29.X.1947, fr., *G. A. Black 47-1845* (IAN); Belém, ilha do Mosqueiro, propriedade do Murça Pires, 12.VI.1979, fl., *J. H. Langenheim & M. F. Silva 6490* (INPA).

Ocorre apenas no Brasil, na porção oriental da Amazônia brasileira; foi encontrada amplamente distribuída no Pará indo até ao Maranhão (Fig. 4). Habita as matas de terra firme e várzea, matas de transição, capoeiras, campos, campinaranas e até mesmo dunas.

Ducke (1915) referiu-se à *C. martii* ocorrendo da Guiana até o Mato Grosso e que no nordeste do Brasil, ocorreria *C. rigida* Benth. Esse autor comentou que a última espécie citada, provavelmente, seria uma forma de *C. martii* com folíolos mais rígidos, devido ao clima seco. Ducke (1925) reafirmou suas suspeitas a respeito da proximidade de *C. martii* e *C. rigida*. Mais tarde, esse mesmo autor (Ducke 1930) reduziu *C. rigida* à variedade de *C. martii*, explicando que se tratava de uma variedade exclusiva de área de clima seco no nordeste brasileiro, diferindo, dessa maneira, da variedade típica que habita a Amazônia.

Dwyer (1951) propôs *C. rigida* como sinônimo de *C. martii*. Não obstante, Ducke (1958) reduziu *C. martii* e *C. rigida* a sinônimos de *C. coriacea* (Mart.) Hayne e comentou que a espécie ocorre desde o Pará até o Rio Grande do Norte e o interior da Bahia. Posteriormente, durante estudos botânicos no Ceará, Ducke (1959) reafirmou as sinonímias propostas, e comentou ainda que discordava de Bentham (1870) quanto à proposta de sinonimizar *C. coriacea* e *C. cordifolia* Hayne, e que a área de ocorrência de *C. coriacea* vai do Pará ao Rio Grande do Norte. É importante ressaltar que a referida proposta de Bentham (1870) havia sido aceita por Dwyer (1951).

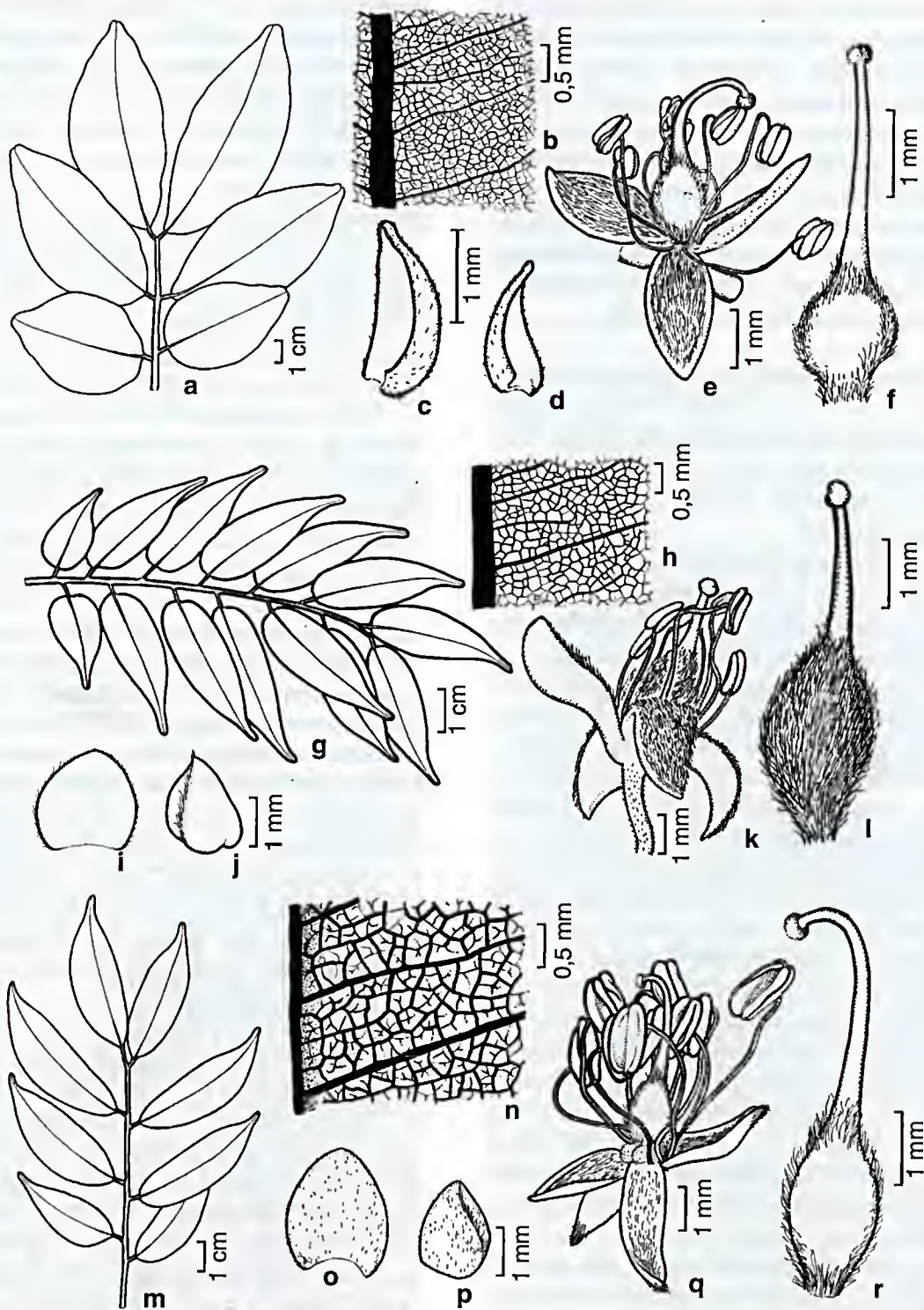



Figura 2 – a-f. *Copaifera martii* – a. folha; b. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; c. bráctea; d. bractéola; e. flor; f. gineceu. g-l. *C. multijuga* – g. folha; h. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; i. bráctea; j. bractéola; k. flor; l. gineceu. m-r. C. paupera – m. folha; n. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; o. bráctea; p. bractéola; q. flor; r. gineceu. (a *Martins-da-Silva 116*; b *Martins-da-Silva 117*; c-f *Pires 4249*; g, i-l *Martins-da-Silva 133*; h *Martins-da-Silva 129*; m, o-r *Rigamonte-Azevedo 3*; n *Martins-da-Silva 177*)

Embora seja necessário examinar os síntipos de *C. rigida* para confirmar a sua inclusão como sinônimo de *C. martii*, os materiais identificados por Ducke (1915) como *C. rigida* foram aqui considerados *C. martii*.

Quando se compara o tipo de *C. martii* (Pará) com um dos sintipos de *C. rigida* (*Gardner 2089*), procedente do Piauí, parece se tratar, realmente, de dois táxons diferentes. Apesar das flores semelhantes, os folíolos são diferentes: na primeira, apresentam ápice acuminado, menos coriáceos, glabros na nervura central na face abaxial e as margens são apenas levemente revolutas; enquanto que em *C. rigida*, os folíolos são brilhantes, com ápice amplamente obtuso e arredondado, mais coriáceos, glabrescentes na nervura central na face abaxial e ainda apresentam as margens revolutas. No entanto, quando se observam os materiais desde o oeste do Pará, procedentes dos municípios de Óbidos, Santarém e Belterra, no sentido do nordeste, nos municípios de Marapanim, Salinas e ilha do Marajó, bem como as amostras procedentes do Maranhão, torna-se difícil distinguir as duas espécies, devido à sobreposição desses caracteres vegetativos. No material procedente desses municípios citados, há folíolos oblongos, oblongos-ovados até orbiculares, algumas vezes os apicais mostram-se oblongo-obovados; os ápices podem ser obtusos ou agudos, os quais podem ser arredondados, retusos ou acuminados; em uma mesma amostra, encontram-se folíolos com diferentes formas.

Copaifera martii, quando ocorre em mata, desenvolve-se como árvore alta chegando a atingir até 40 metros de altura ou mais, os folíolos são menos coriáceos do que quando se desenvolvem em ambientes mais abertos, como os campos ou as areias de ambientes costeiros e até mesmo as capoeiras; contudo, o brilho dos folíolos, provavelmente, está ligado à fase de maturação desses órgãos que, quando mais jovens, são mais brilhantes; nas amostras desidratadas, os folíolos maduros, geralmente, apresentam-se glaucescentes.

Dwyer (1951) não teceu considerações sobre o Tipo da referida espécie. Hayne trabalhou na Universidade de Berlin e é possível que tenha examinado o material de Martius nesse herbário, destruído na Segunda Guerra Mundial. Como não houve indicação por Hayne (1827) do herbário, optou-se pela lectotipíficação do exemplar depositado por Martius em Munique (M).

5. *Copaifera multijuga* Hayne, Getreue Darstell. Gew. 10: pl. 17. 1827. **Tipo**: BRASIL. Wächst in lunern von Brasilien in den Wäldern der Provinzen Para und Rio Negro, s.d. (1819?), *Martius s.n.* (Lectótipo M!, aqui designado, fotos do lectótipo: F!, GH!, IAN!). Fig. 2 g-l

Árvore (5–7)15–60 m alt. e 6,5–118 cm DAP; às vezes sapopemas, ritidoma cinza a cinza-avermelhado, estrias estreitas verticais superficiais. **Folhas** com 6–10 pares de folíolos, pecíolo e raque pubescentes a hirsutos, pecíolos 0,5–2,5 cm compr., raque 6,8–20 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** alternos, coriáceos, oblongo-lanceolados, falcados, assimétricos, base arredondada ou cuneada, subequilátera, ápice estreito-acuminado, atenuado à margem interna e abrupto à margem externa, falcado, os distais 2,1–6,6 × 0,9–2,7 cm, os proximais 2–5 × 0,8–2,4 cm e os medianos 3,2–7,4 × 1,1–2,8 cm, faces adaxial e abaxial glabras; margens retas; nervura central impressa na face adaxial ou semi-plana, pubescente a glabrescente, face abaxial hirsuta ou pubescente, com muitos ou raros tricomas; venação congesta (média 29,5 aréolas/mm^2), inconspícua adaxial; pontuações translúcidas distribuídas, preferencialmente, de forma homogênea em toda a lâmina; peciólulos pubescentes ou hirsutos 0,2–0,5 cm compr. **Inflorescências** com 5,1–12 cm compr.; bráctea 2–2,6 × 1,7–3 mm, faces abaxial e adaxial glabras, tricomas nas margens; bractéolas 1,6–2,4 × 1,4–2,2 mm, faces abaxial e adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** sésseis; sépalas externamente glabras, a mais larga 4–4,8 × 2,4–3 mm, as médias 4–4,8 × 1,6–2,4 mm e a mais estreita 4–4,8 × 0,9–2 mm; anteras 2,3–2,9 × 1–1,2 mm; gineceu 5,6–7,7 mm compr., ovário oblongo a oblongo-elíptico, estipitado, 2,7–3,8 × 1,8–2,9 mm, totalmente hirsuto; estilete 2,9–3,9 mm compr. **Frutos** suborbiculares, oblongo-obovados ou oblongo-oblíquos,

comprimidos lateralmente, 3,7–4,6 × 2,1–3,7 cm, estipitado, base falcada ou subfalcada; semente 1, oblongo-globosa, nigrescente, 1,8–2,6 × 1–1,8 cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. AMAZONAS: Manaus, BR 174, fundos da colônia João Alfredo, 26.VIII.1947, fr., *A. Ducke 2101* (IAC, IAN, MG, R, UEC); margem do rio Tarumã, 3.III.2004, fl., *R. C. V. Martins-da-Silva et al. 131* (IAN, INPA). MATO GROSSO: Aripuanã, 7.VI.1977, *J. P. L. & Damião C. 1816* (INPA); 11.IV.1977, *M. Gomes et al. 1164* (INPA). PARÁ: igarapé Santa Júlia, baixo Amazonas, 28.XII.1920, *A. Ducke s.n.* (RB 20209); Aveiro, rio Tapajós, 12.IX.1916, fr., *A. Ducke s.n.* (MG *16490*, R, RB). RONDÔNIA: Costa Marques, BR 429, 30.III.1987, fr., *C. A. C. Ferreira et al. 8734* (F, INPA, K); Machadinho d' Oeste, Campo Experimental da Embrapa de Machadinho, 26.X.2004, *R. C. V. Martins-da-Silva et al. 183* (IAN). BOLÍVIA. PANDO: S. bank of rio Abunã between cachoeira Tres S. and Fortaleza 3-16 km above mouth, 18.VII.1968, fr., *G. T. Prance et al. 6138* (INPA, K, MG, MO, R); W. bank of rio Madeira, 3 km above Ribeirão, 27.VII.1968, fr., *G. T. Prance et al. 6530* (INPA, K, MO).

Ocorre no Brasil e na Bolívia. Na Amazônia brasileira, vai desde a Amazônia central até o extremo ocidental, estendendo-se a sudoeste dessa região; foi encontrada no leste do Pará, amplamente distribuída no Amazonas, no norte e sul de Rondônia e a noroeste de Mato Grosso (Fig. 4). Típica de mata de terra firme, porém, pode ser encontrada em matas de várzea, e em campinarana.

Copaifera multijuga é bem definida morfologicamente por apresentar par distal de folíolos subopostos e demais alternos, total de seis ou mais pares, oblongo-lanceolados e assimétricos com ápice acuminado falcado, sendo atenuadamente acuminado na margem interna e abruptamente, na margem externa, formando uma curva bem pronunciada. Geralmente apresenta pontuações translúcidas perceptíveis à vista desarmada, distribuídas homogeneamente em toda a lâmina foliolar; a venação é inconspícua na face adaxial, a nervura principal é impressa ou ligeiramente plana; o ovário é totalmente coberto por tricomas; as anteras (2,3–2,9 × 1–1,2 mm) e os frutos (3,7–4,6 × 2,1–3,7) são grandes em relação às outras espécies do gênero. Todos esses caracteres proporcionam distinguí-la das demais espécies do gênero ocorrentes na Amazônia brasileira.

O indumento presente no pecíolo, raque foliar, peciólulo e na nervura principal na face abaxial dos folíolos tem ampla variação, podendo apresentar-se densamente hirsuto, discretamente hirsuto, com raros e esparsos tricomas ou pubescentes.

Dwyer (1951) apenas menciona a foto do Tipo em (F), sem tecer maiores considerações. Da mesma forma que em *C. martii*, Hayne não indicou o herbário, em que estava depositado o material utilizado na descrição. Também se optou, como em *C. martii*, pela lectotipificação do exemplar depositado por Martius em Munique (M).

6. *Copaifera paupera* (Herzog) Dwyer, Brittonia 7(3): 169. 1951. **Tipo**: BOLIVIA. SANTA CRUZ: zerstreut im Urwald des Rio Blanco, besonders um die Laguna de Kaaupá (Prov. Velasco), IX.1909, fr., *Herzog 470* (Lectótipo Z!, aqui designado; fotos da duplicata do lectótipo de B: F!, IAN!). Fig. 2 m-r

Copaifera reticulata var. *peruviana* Macbride, Field Mus. Nat. Hist. 13(3): 120. 1943. **Tipo**: PERU. LORETO: Yurimaguas, X-XI.1929, *Williams 4884* (Lectótipo F!, aqui designado; duplicatas do lectótipo A!, US!).

Árvore 20–35 (40) m alt. e 53–99(200) cm DAP; ritidoma apresentando desprendimento em placas pequenas ou grandes, cinza-rosado, cinza-avermelhado ou acastanhado. **Folhas** com 3–4(5) pares de folíolos, 5–10 cm compr., pecíolo e raque glabros, pecíolo 0,9–2 cm compr., raque 3,6–9 cm compr.; estípulas interpeciolares caducas. **Folíolos** alternos, cartáceos, oblongo-ovados estreitos, oblongo-obovados estreitos, oblongo-lanceolados, subfalcados a falcados, assimétricos, base arredondada ou cuneada, ápice curto a longo acuminado, podendo apresentar reduzido apículo, falcado, os distais 4–7,4 × 1,5–3 cm, os proximais 3–5,9 × 1,4–2,8 cm e os medianos 3,7–6,9 × 1,5–2,9 cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial impressa, glabra, abaxial glabra; venação

congesta (média 21,7 aréolas/mm²), inconspícua adaxial; pontuações translúcidas imperceptíveis à vista desarmada; peciólulos glabros, (0,2)0,3 (0,4) cm compr. **Inflorescências** 10–15 cm compr.; bráctea 2,4–2,7 × 2,7–3 mm, face abaxial glabrescente, face adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 2,1–2,4 × 1,3–1,7 mm, abaxial glabrescentes, adaxial glabras, tricomas nas margens. **Flores** sésseis; sépalas externamente glabras, podendo apresentar discreto tufo de tricomas no ápice ou tricomas no ápice e na base, a mais larga 4–4,5 × 2–2,5 mm, as médias 4–4,5 × 1,7–1,9 mm e a mais estreitas 4–4,5 × 1–1,7 mm; anteras 1,6–1,9 × 0,9–1 mm; gineceu 4,7–6,1 mm compr., ovário oblongo a oblongo-elíptico, estipitado, 1,9–2,2 × 1,5–1,8 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, base e ápice; estilete 2,8–3,9 mm compr. **Frutos** sub-orbiculares, comprimidos lateralmente, 3,5–4,3 × 2,2–3,1 cm, estipitado, base arredondada, ápice arredondado ou truncado; semente oblongo-globosa, nigrescente, 1,7–1,9 × 1,3–1,4 cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. ACRE: Assis Brasil, sentido Brasiléia, colônia às margens do rio Acre, 25.III.1999, fl., *A. R. S. Oliveira 855* (RB); Bujari, BR 364, km 52, colônia Nova Olinda, riozinho do Andirá, à esquerda descendo o rio, 15.V.1999, fr., *G. Claros et al. 334* (IAN, RB). PERU. MADRE DE DIOS: Parque Nacional de Manu, Cocha Cashu Biological Station, 20.VIII.1976, fr., *R. Foster & C. Augspurger, 3277* (F). UCAYALI: Prov. Purus, rio Curanja, 10° 04 S, 71° 06 W, 18.X.1997, *J. Graham & V. Schunke 197* (F, R); Pucalpa, Carretera Pucallpa-San Alejandro km 80, 29.II.1972, *D. Simpson & V. Schunke 64* (F).

Ocorre no Brasil, Bolívia e no Peru. Na Amazônia brasileira, encontra-se a sudoeste, restrita ao Acre, onde está amplamente distribuída (Fig. 4). Habita mata de terra firme.

Copaifera paupera é afim de *C. reticulata*, da qual difere pela inflorescência congesta, folíolos com nervura central impressa e venação congesta e inconspícua na face adaxial, com média de 21,7 aréolas por mm². Outro caráter importante para distinção dessas espécies é a ausência de indumento no pecíolo, raque, peciólulo e nervura central dos folíolos em *C. paupera*.

Macbride (1943) propôs *C. reticulata* var. *peruviana*, distinguindo-a pela condição glabra dos folíolos e o legume subséssil, a qual foi proposta por Dwyer (1951) como sinônimo de *C. paupera*.

O ápice dos folíolos de *C. paupera* apresentou-se curto ou longo acuminado; quanto ao indumento externo nas sépalas, foram observadas sépalas totalmente glabras, glabras com tufo de tricomas no ápice e glabras com tricomas no ápice e na base. Considerando que as amostras disponíveis com flores maduras são poucas, há necessidade de coletar mais material fértil para otimizar a análise dessa variação.

Materiais procedentes de Rondônia (*Cordeiro 481, 542; Goulding 1392; Prance 6760* e *Rosa 446*) e do Amazonas (*Ducke s.n.* RB 35416), esta última coletada ao sul do referido estado, mais precisamente, no município de Humaitá, ou seja, bem próximo de Rondônia, apresentam os caracteres morfológicos vegetativos afins com *C. paupera,* porém, discordaram pelos tricomas presentes na raque, pecíolos, peciólulos e na nervura central na face abaxial, caracteres esses que são encontrados em *C. reticulata*. Diante da presença desses tricomas e da ausência de flores nessas amostras, optou-se por considerá-las como afim de *C. paupera*, até que se obtenham flores de indivíduos dessas populações e se possa, então, tomar uma decisão mais segura quanto à posição taxonômica das mesmas.

7. *Copaifera piresii* Ducke, Bol. Técn. Inst. Agron. N. 36: 73-75. 1959. **Tipo**: BRASIL. PARÁ: Posto dos Índios Caiabi in campo aperto naturali prope flumen São Manuel (= Teles Pires) in civitatis Pará extremo austro-occidentali, 8.I.1952, fl., *Pires, J.M. 3876* (Holótipo IAN!; isótipos INPA!, NY!). Fig. 3 a-g

Arbusto ou árvore (1)10–35 m alt. e 40–80 cm DAP; ritidoma estriado superficialmente, cinza-rosado a avermelhado. Folhas com 4–7 pares de folíolos, pecíolo glabro, 0,2–0,5 cm compr., raque pubescente ou glabrescente, 1,8–6,9 cm. compr.; estípulas interpeciolares persistentes. Folíolos opostos, raramente subopostos, cartáceos, distais oblongo-obovados, proximais e medianos

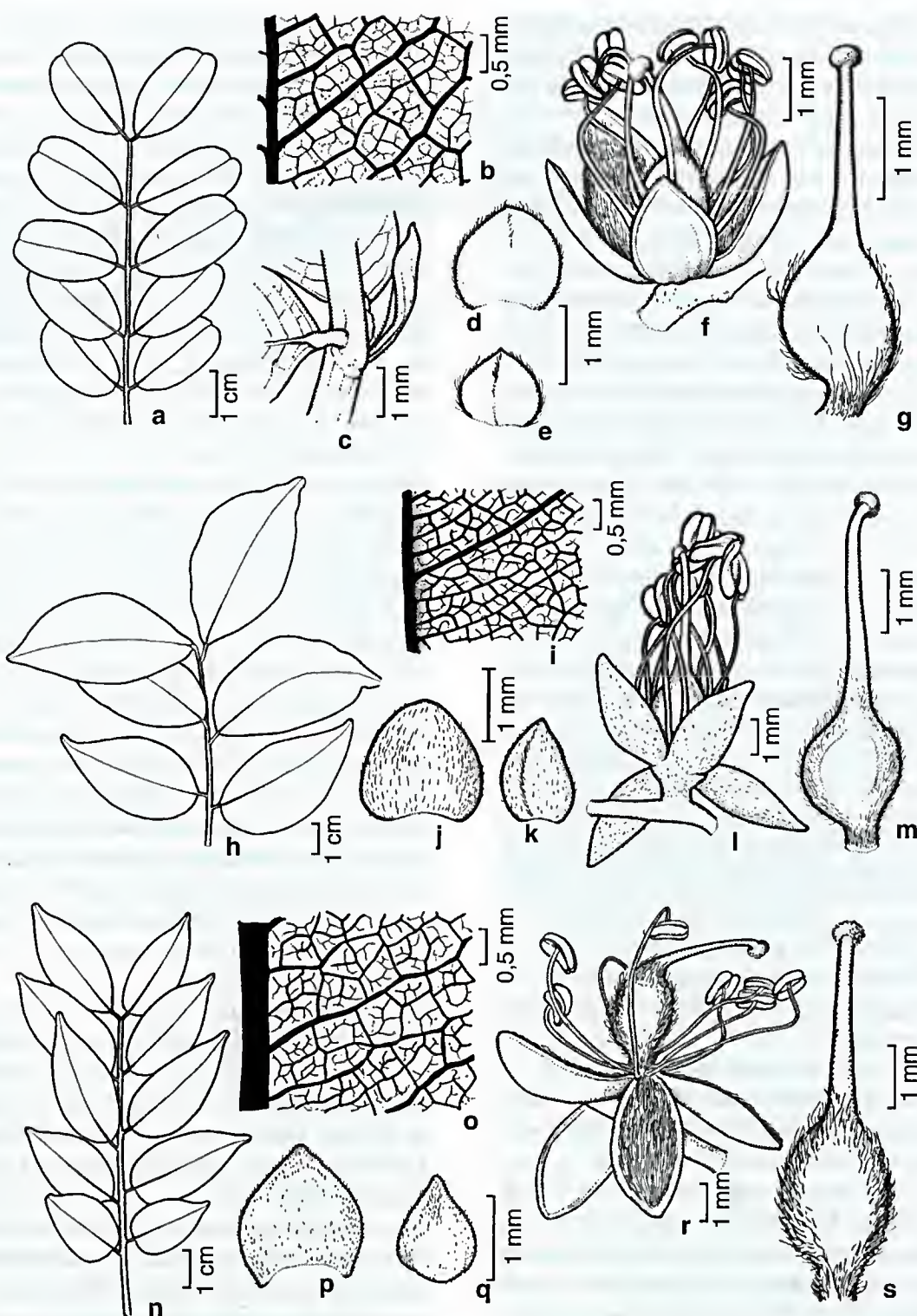



Figura 3 – a-g. *Copaifera piresii* – a. folha. b. detalhe do folíolo evidenciando venação laxa; c. detalhe da folha evidenciando estípula; d. bráctea; e. bractéola; f. flor; g. gineceu. h-m. *C. pubiflora* – h. folha; i. detalhe do folíolo evidenciando venação congesta; j. bráctea; k. bractéola; l. flor; m. gineceu. n-s. *C. reticulata* – n. folha; o. detalhe do folíolo evidenciando venação laxa; p. bráctea; q. bractéola; r. flor; s. gineceu. (a, c-g *Egler 1185*; b *Pires 3876*; h, j-m *Martins-da-Silva 146*; i *Martins-da-Silva 155*; n-o, r-s *Pena 74*; p-q *Oliveira s.n.* (IAN179.888))

oblongos, retos, geralmente simétricos, quando assimétricos apenas na base, base aguda equilátera no par distal, arredondada sub-equilátera a assimétrica nos pares proximais e medianos, ápice arredondado, retuso e mucronado, os distais 1,1–2,8 × 0,66–1,4 cm, os proximais 0,9–2 × 0,5–1,1 cm e os medianos 1,1–2,5 × 0,56–1,2 cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial plana, glabra, abaxial glabra; venação laxa (11,4 aréolas/mm^2), conspícua adaxial; pontuações translúcidas quase sempre apresentando dificuldades para visualização; peciólulos glabros, 0,04–0,1 cm compr. Inflorescências 7–10 cm compr.; bráctea 0,9–1,5 × 0,8–1,4 mm, glabra em ambas as faces, tricomas nas margens; bractéolas 0,7–1,2 × 0,6–1,1 mm, abaxial e abaxial glabras, tricomas nas margens. Flores sésseis; sépalas externamente glabras, podendo apresentar tufo de tricomas no ápice, a mais larga 2,6–3,3 × 1,8–2 mm, as médias 2,6–3,3 × 1,4–1,7 mm e a mais estreita 2,6–3,3 × 1–1,1 mm; anteras 0,9–1,4 × 0,4–0,8 mm; gineceu 2,9–4 mm compr., ovário orbicular a suborbicular, estipitado, 1,4–1,8 × 0,4–1,2 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, base e ápice, podendo ser glabro no ápice; estilete 1,5–2,2 mm compr. Frutos obovados ou oblíquos, comprimidos lateralmente, 1,5–2,7 × 1,5–2 cm, estipitado, base falcada ou subfalcada, ápice arredondado; semente oblongo-globosa, 1 × 0,7 cm, arilo amarelo.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO: beira do rio Juruena, 2.VII.1977, fr., *M. G. Silva & J. Maria 3256* (F, HAMAB, INPA, MG, RB); picadão que dá acesso do rio Juruena à pista do garimpo do mesmo nome, 13.VI.1977, fr., *N. A. Rosa & M. R. Santos 2119* (INPA, MG, RB). PARÁ: Altamira, cachoeira do rio Curuá, 23.V.2005, fr., *J. B. F. Silva 1442* (IAN); Jacareacanga, alto Tapajós, rio Cururu, Missão Campo da Tábua, 13.VII.1958, fr., *W. A. Egler 871* (IAN, MG). RONDÔNIA: Alvorada d'Oeste, BR 429, 29.IV.1987, fr., *C. A. C. Ferreira 8946* (F, INPA, K); Presidente Médice, rodovia Alvorada-Presidente Médice, 21.VI.1983, fl., *M. G. Silva 6300* (IAN, INPA, MG, RB).

Ocorre apenas no Brasil, ao sul da Amazônia brasileira; foi encontrada no sudoeste do Pará, noroeste de Mato Grosso e a leste, oeste e centro-sul de Rondônia (Fig. 4). Parece ser uma espécie típica de campo cerrado, porém, foi encontrada em matas de terra firme e de várzea e em campinarana.

Ducke (1959) comentou que *C. piresii* difere de *C. oblongifolia* Mart. *ex* Hayne e de *C. trapezifolia* Hayne, pela ausência de pontuações translúcidas nos folíolos da primeira espécie. Examinando o tipo, realmente em alguns folíolos não se detectam essas pontuações; mas em outros, com auxílio de objeto de aumento e sob intensa luminosidade, é possível encontrá-los, porém são menores e em menor quantidade do que nos observados em *C. oblongifolia* e em *C. trapezifolia.*

Copaifera piresii tem estreita afinidade morfológica com *C. oblongifolia* e *C. trapezifolia*, pois todas três possuem pecíolos e peciólulos curtos, folíolos pequenos, sendo de quatro a 10 pares e estípulas persistentes na base das folhas. A primeira espécie, geralmente, é arbusto ocorrendo nos campos cerrados do sul da Amazônia, mas também se faz presente em mata desse bioma com porte arbóreo; a segunda ocorre no cerrado do Brasil central como arbusto; a terceira é árvore e habita a mata atlântica.

Entretanto, *C. piresii* possui tanto caracteres de *C. oblongifolia* quanto de *C. trapezifolia*, ou seja, tem venação laxa e peciólulos glabros que são caracteres de *C. trapezifolia*, porém, a forma dos folíolos oblonga é afim com *C. oblongifolia*, apesar de apresentar, em algumas folhas, a base dos folíolos parecendo com *C. trapezifolia* com exceção dos folíolos basal e apical; os peciólulos são curtos como em *C. oblongifolia,* mas não chegam a ser séssil como em *C. trapezifolia.*

Outros caracteres que contribuíram para considerar *C. piresii* como táxon distinto de *C. oblongifolia* foram os ligados à morfologia polínica, pois Barata (2006) classificou o pólen dessas duas espécies em diferentes subtipos, *C. piresii* ficou no Subtipo Polínico *paupera* e *C. oblongifolia,* no Subtipo Polínico *multijuga*.

Dentre as espécies amazônicas, *C. piresii* se destaca pelos folíolos pequenos (0,9–2,8 × 0,5–1,4 mm), de quatro a sete pares e estípulas permanentes.

8. ***Copaifera pubiflora*** Benth., J. Bot. (Hooker). 2 (10): 101. 1840. **Tipo:** BRITISH GUIANA, 1840, fl., *Schomburk 839* (Holótipo K!; isótipos F!, G!, NY!, OXF!, US!). Fig. 3 h-m

Copaifera martii var. *pubiflora* (Benth.) Benth., Fl. bras. 15 (2): 244. 1870.

Árvore 5–20 m alt. e 15–91 cm DAP; ritidoma soltando placas finas, cinza-amarelado a cinza-alaranjado. **Folhas** com (1)2–3 pares de folíolos, pecíolo e raque glabros ou glabrescentes, pecíolos glabros ou glabrescentes, 0,7–2,3 cm compr., raque 1,1–7,2 cm compr. **Folíolos** subopostos, cartáceos, ovado-elípticos ou ovado-oblongos, subfalcados, assimétricos, base obtusa assimétrica, ápice retuso e ligeiramente acuminado, os distais 2,3–8,5 × 1,9–4,5 cm, os proximais 2,2–6,7 × 1,8–3,9 cm e os medianos 3,4–7,1 × 2,4–4 cm, faces adaxial e abaxial glabras, margens retas; nervura central adaxial plana, glabra, abaxial glabra; venação congesta (15,2 aréolas/mm^2), inconspícua adaxial; pontuações translúcidas quase sempre imperceptíveis; peciólulos glabros ou glabrescentes, 0,2–0,3 cm compr. **Inflorescências** 7–15 cm compr.; bráctea 1,2–2 × 1,2–2,1 mm, face abaxial pubescente, face adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 0,7–1,5 × 0,6–1,4 mm, face abaxial pubescente, face adaxial glabra, tricomas nas margens. **Flores**, subsésseis; sépalas externamente pubescentes, a mais larga 2,7–3,7 × 1,2–2,7 mm, as médias 2,7–3,7 × 1–2,1 mm e a mais estreita 2,7–3,7 × 0,9–1,7 mm; anteras 1,3–1,9 × 0,4–0,92 mm; gineceu 3,8–6,1 mm compr., ovário orbicular a suborbicular, estipitado, 1,8–2,7 × 1,2–2,1 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, base e ápice; estilete 2–3,4 mm compr. **Frutos** oblongo-obovados ou oblongo-oblíquos, comprimidos lateralmente, 2,3–3 × 1,4–2 cm, base arredondada, podendo também se apresentar ligeiramente atenuada, ápice arredondado ou mais raramente truncado; semente oblongo-globosa, 1,3–1,5 × 0,6–0,8 cm, arilo branco.

Material selecionado: BRASIL. RORAIMA: BR 174, 22.IX.2004, fl., *R. C. V. Martins-da-Silva et al. 155* (IAN); fazenda São Bento, Capela Bom Intento, 3.IX.1951, fr., *G A. Black 51-13285* (IAN). COLÔMBIA. CASANARE: Esmeralda, río Casanare, 19.X.1938, fl., *J. Cuatrecasas 3858* (F). VICHADA: rio Meta, Orucué, 16.X.1938, fr., *J. Cuatrecasas 3715* (F); Parque Nacional Natural "El Tuparro", along rio Orinoco at Miramar, 5° 10 N, 67° 50 W, 3.V.1985, fr., *J. L. Zarucchi & C. E. Barbosa 3553* (INPA). GUIANA. UPPER TAKUTU-UPPER ESSEQUIBO: Marakanata, near Quatata, 19.IX.1931, fl., *Forest Department 2182* (FHO, K); Rupununi District, Kuyuwini Landing, Kuyuwini River, 12.X.1992, fr., *M. J. Jansen-Jacobs et al. 2871* (CAY, F, K). VENEZUELA. AMAZONAS: Puerto Ayacucho, 1 km east of Hotel Amazonas, 12.XI.1953, fl., *B. Maguire et al. 36179* (IAN, VEN). APURE: entre río Arauca y Cunaviche, 23.IV.1977, *N. Xena 50* (INPA, RB). BOLÍVAR: rio Paraguaza, on western slopes of Cerro Marimarota 5 km, 4.I.1956, fr., *J. J Wurdack & J. V. Monachino 41106* (F, IAN, K, RB). COJEDES: Cerros de El Baúl, I.1985, fr., *M. Ramia & R. Ortiz 8472* (VEN). GUÁRICO: Calabozo, Estacion Biológica Calabazo, XI.1965, fl., *L. Aristeguieta 5943* (VEN). PORTUGUESA: detras de los Terrenos de La Unellez, 11.XI.1983, fl., *G Aymard & N. Solorzano 2219* (VEN).

Ocorre no Brasil, Colômbia, Guiana e na Venezuela. Espécie com ampla distribuição no norte da América do Sul, sendo encontrada desde a região dos cursos superiores das bacias dos rios Takutu e Essequibo na Guiana, estendendo-se pelo Planalto Guianense até o sopé das cordilheiras dos Andes na Colômbia. Na Amazônia brasileira, só foi coletada no extremo norte, no estado de Roraima, onde está amplamente distribuída (Fig. 4). Habita várzeas e savanas, podendo também ser encontrada em matas de terra firme.

Bentham (1870) considerou *C. pubiflora* como uma variedade de *C. martii*, diferindo-a da variedade típica pelo cálice pubescente em ambas as faces e o ápice acuminado dos folíolos, mais evidente.

Dwyer (1951) restabeleceu *C. pubiflora* e indicou *C. martii* var. *pubiflora* Benth. como sinônimo dessa espécie. Segundo esse autor, além das áreas de ocorrência encontradas neste estudo, *C. pubiflora* ocorreria também nos estados do Amazonas e Ceará. Em relação ao Amazonas, houve uma certa confusão, pois julgou o lugarejo de São Marcos, próximo ao rio Branco, no município de Boa Vista, como pertencente ao Amazonas, quando na verdade pertence ao estado de Roraima. Para ocorrência no Ceará, o autor se baseou na coleta *Gardner*

839 (F). Porém, é provável que a referida amostra tenha tido sua etiqueta trocada por engano durante o processo de preparação da exsicata, sendo uma duplicata de *Schomburgk 839*; na etiqueta dessa amostra (F 1025191) há o nome de Gardner, com referência ao local (Ceará) e data da coleta (1838) impressos; porém o número 839 está escrito à caneta em uma etiqueta improvisada e colado ao lado da etiqueta convencional. Como esse material é muito parecido com o exemplar tipo de *C. pubiflora* (*Schomburgk 839*), do qual existe uma duplicata no herbário F (533414), supõe-se que a amostra e o número 839 seja de Schomburk, e a etiqueta de Gardner tenha sido colada por engano. Essa hipótese é reforçada pela existência do holótipo de *C. pubiflora* (*Schomburgk 839*) depositado no herbário K, cuja numeração encontra-se em uma etiqueta improvisada separada da etiqueta, sendo a tinta e a grafia do número 839 similares ao da amostra do herbário F (1025191).

Morfologicamente, *C. pubiflora* é mais afim de *C. officinalis* (Jacq.) L. e *C. venezuelana* Pittier & Harms do que de *C. martii*, visto que a última tem folíolos opostos, coriáceos, margens semi-revolutas, enquanto as outras apresentam folíolos subopostos ou alternos, cartáceos e margens retas.

Quanto à *C. pubiflora* e *C. officinalis*, podem ser separadas pela primeira possuir folíolos com reticulação inconspícua na face adaxial, pontuações translúcidas imperceptíveis à vista desarmada (em raras amostras consegue-se visualizá-las com auxílio de objeto de aumento e sob intensa luz, porém, em pouca quantidade e não distribuídas homogeneamente na lâmina). As sépalas pubescentes na face abaxial e o ovário hirsuto em ambas as margens são caracteres de *C. pubiflora* que reforçam sua distinção de *C. officinalis;* esta possui folíolos com reticulação conspícua, pontuações translúcidas perceptíveis à vista desarmada e distribuídas homogeneamente na lâmina, sépalas glabras na face abaxial e ovário com tricomas apenas na face dorsal.

Copaifera pubiflora e *C. venezuelana* separam-se pela primeira ter folhas com 2–3 jugas e reticulação congesta e inconspícua, na face adaxial; enquanto que *C. venezuelana* tem quatro a cinco jugas e reticulação conspícua na face adaxial e menos congesta.

Ducke (1959) comentou que os espécimes, que coletou em Roraima, na mata marginal do rio Branco, foram considerados em trabalhos anteriores, como *C. officinalis* baseado em Bentham (1870), que julgava *C. bijuga* idêntica à *C. officinalis*, porém, no referido trabalho, Ducke assumiu que essas amostras são de *C. bijuga*, visto que, segundo ele, coincidem com a prancha desse táxon apresentada por Hayne (1827).

Na descrição de Hayne (1827) e na referida estampa de *C. bijuga,* observam-se dois pares de folíolos opostos, enquanto que os espécimes que Ducke coletou em Roraima têm folíolos alternos ou subopostos; na amostra *Ducke 1361* há dois e três pares de folíolos, não podendo, dessa forma, ser identificada como *C. bijuga*. A análise do tipo de *C. bijuga* (herbário B 08359) revelou que a mesma foi coletada na Bahia.

Os espécimes coletados em Roraima possuem tronco com casca pulverulenta, outras vezes, papirácea soltando-se como papel parecendo espécies de Myrtaceae e até mesmo soltando-se em placas; a coloração é muito vistosa, indo de um cinza bem discreto, com predominância do amarelo e chegando até um tom alaranjado forte. A coloração amarelo-alaranjada parece predominar no tronco dos indivíduos que habitam áreas mais abertas, enquanto a cinza começa a aparecer mais nos indivíduos que se encontram em áreas um pouco mais fechadas. Logo após a deiscência do fruto, o arilo se mostava branco, depois tornando-se alaranjado ainda na árvore. A coloração alaranjada tornava-se mais forte à medida que o arilo vai se desidratando ou, provavelmente, se oxidando.

A venação de *C. pubiflora*, apresenta-se congesta com média de 15,2 aréolas por mm^2 e terminações livres, curvas e bifurcadas.

As coletas *Ducke 1370* (F 1485694; IAN 10821; MG 17918 e R 54774), *Luetzelburg 20401* (R 69043) e *20403* (R 66478) exibem caracteres entre *C. pubiflora* e *C. officinalis*, pois possuem

reticulação dos folíolos um pouco mais conspícua do que de *C. pubiflora*, mas não tão evidentes quanto à de *C. officinalis*; algumas sépalas são externamente glabras, outras com alguns raros e esparsos tricomas distribuídos ao longo dessa estrutura. Porém, não se conseguiu encontrar, nesse material, caracteres suficientes que justifiquem um novo táxon; podendo até se pensar nas considerações de Enrech *et al.* (1983) quanto à possibilidade de hibridização entre *C. pubiflora* e *C. officinalis*.

9. *Copaifera reticulata* Ducke, Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 1: 22. 1915. **Tipo**: BRASIL. PARÁ: inter stationes Breu Branco et Arapary viae ferreae super vicum Alcobaça ad fluvium Tocantins, 2.I.1915, fl., *Ducke s.n.* (Lectótipo MG 15603!, aqui designado; duplicatas do lectótipo F!, RB!, US!; fotos do lectótipo: F!, IAN!). Fig. 3 n-s

Árvore (15)30–40(60) m alt. e (16)40–70(98) cm DAP; podendo apresentar discretas sapopemas, ritidoma estriado, cinza-rosado. **Folhas** com 4–6 pares de folíolos, pecíolo e raque pubescentes ou glabrescentes, pecíolos 0,6–2 cm compr., raque 6–12,3 cm compr. **Folíolos** alternos ou subopostos, cartáceos, raramente coriáceos, oblongos ou ovado-elípticos, falcados a subfalcados, assimétricos, base obtusa subequilátera, raramente cuneada, ápice acuminado, podendo apresentar apículo, os distais 3,3–6,2 × 1,1–2,5 cm, os proximais 2–4,4 × 1,7–2,7 cm e os medianos 2,9–6,1 × 1,1–2,3 cm, faces abaxial e adaxial glabras, margens retas; nervura central ambas as faces proeminente, pubescente ou glabrescente; venação laxa (média 9,3 aréolas/mm^2), conspícua na face adaxial; pontuações translúcidas geralmente presentes; peciólulos pubescentes ou glabrescentes, 0,2–0,8 cm compr. **Inflorescências** com 6–15 cm compr.; bráctea 1,8–2,2 × 1,7–2,1 mm, face abaxial glabrescente e adaxial glabra, tricomas nas margens; bractéolas 1,3–1,6 × 1–1,3 mm, face abaxial glabrescente e adaxial glabra, tricomas nas margens. **Flores** subsésseis; sépalas externamente glabrescentes ou glabras, a mais larga 3,3–4 × 2,4–2,8 mm, as médias 3,3–4 × 1,5–2 mm e a mais estreita 3,3–4 × 1,3–1,7 mm; anteras 1,2–1,6 × 0,6–0,9 mm; gineceu 3,9-5,8 mm compr., ovário oblongo-elíptico, estipitado, 1,9–2,5 × 1,3–1,8 mm, hirsuto na sutura e nervura principal do carpelo, ápice e base; estilete 2–3,3 mm compr. **Frutos** obovados, sub-orbiculares, podendo apresentar-se oblíquos, comprimidos lateralmente, 2,3–3,7 × 1,5–3,5 cm, base falcada ou subfalcada, ápice arredondado; semente com ca. 1,7–2 × 1–1,4 cm, arilo amarelo-alaranjado.

Material selecionado: BRASIL. AMAPÁ: Mazagão, BR 156, comunidade do Breu, 2.XII.2003, *R. C. V. Martins-da-Silva et al. 118* (HAMAB, IAN); Porto Grande, Contagem entre Porto Platon e serra do Navio, 15.XII.1976, *N. A. Rosa 1389* (MG). MATO GROSSO: Aripuanã, Núcleo de Aripuanã, 1.IV.1977, *M. Gomes & C. D. A. Mota 1131* (INPA). PARÁ: *in silvis terrae altae ad flumen* Cuminá-mirim (Trombetas), 13.X.1913, *Ducke s.n.* (síntipos MG! *14974*, F!; foto do síntipo MG: F!); rio Tapajós, 29.XII.1917, fl., *A. Ducke s.n.* (MG *16854*); Almerim, Monte Dourado, Jarí Celulose, 18.X.2001, fr., *D. S. Pena 63* (IAN, JARI); RORAIMA: Caroebe, Entre Rios, 15.I.1983, *I. A. Rodrigues et al. 989* (IAN).

Ocorre apenas no Brasil, na Amazônia brasileira, foi encontrada amplamente distribuída na porção oriental, rara na ocidental e ausente a nordeste; amplamente distribuída no Pará, encontra-se, ainda, a sudoeste do Amapá, sudeste de Roraima e norte de Mato Grosso (Fig. 4). Habita mata de terra firme.

Copaifera reticulata é afim de *C. duckei* da qual se separa por possuir quatro a seis pares de folíolos oblongos ou oblongo-elípticos, raque da folha maior (6–12,3 cm compr.), sendo pubescente ou glabrescente; o pecíolo, peciólulo e nervura central em ambas as faces são pubescentes ou glabrescentes. As brácteas e bractéolas glabrescentes externamente, sépalas glabras ou glabrescentes externamente. O retículo formado pela venação na face adaxial dos folíolos, em *C. reticulata* apresenta-se menos conspícuo e brilhante, bem como as aréolas são ligeiramente menores do que em *C. duckei*, tendo sido encontrada uma média de 9,3 aréolas por mm^2.

Copaifera reticulata apresenta, também, afinidades com *C. paupera*, da qual difere pelos folíolos com nervura central proeminente e venação laxa e conspícua na face adaxial, com média de 9,3 aréolas por mm^2. Outro caráter

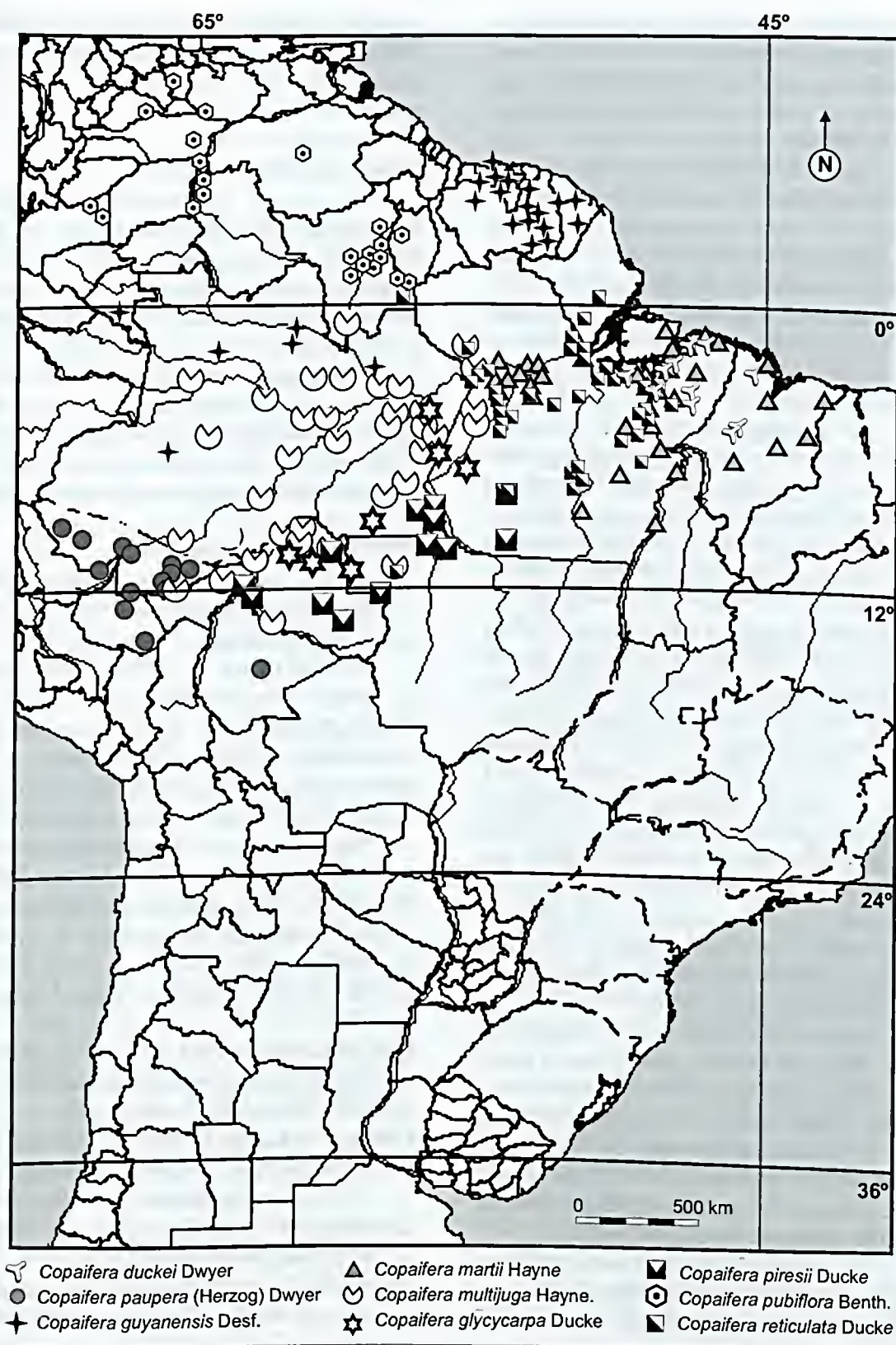



Figura 4 – Distribuição geográfica das espécies de *Copaifera* da Amazônia brasileira.

importante para distinção dessas espécies é a presença de indumento no pecíolo, raque, peciólulo e na nervura central dos folíolos, que podem ser glabrescentes ou pubescentes em *C. reticulata*.

Macbride (1943) propôs *C. reticulata* var. *peruviana* Macbride que foi sinonimizada por Dwyer (1951) em *C. paupera* (Herzog) Dwyer.

De acordo com Dwyer (1951), *C. reticulata* ocorre em São Paulo, tendo citado, para esse estado, a coleta *Riedel & Lund 1805* (NY, US). Porém, ao examinar a duplicata dessa coleta (RB 84428) verificou-se que este material pertence à *C. langsdorffii* Desf.

Em algumas amostras de *C. reticulata*, observaram-se, nos folíolos, pequenas depressões circulares localizadas na porção central das aréolas. Essas estruturas são provavelmente glândulas que podem ser melhor observadas na face adaxial, podem, mais raramente, ser visíveis na face abaxial. Nas amostras provenientes dos municípios localizados mais a noroeste do Pará (Oriximiná e Óbidos) não se encontram tais elementos, detectados nos exemplares dos municípios vizinhos a esses, ou seja, Santarém e Belterra. Nos municípios de Juruti e Almerim e no Amapá, verificaram-se amostras com e sem as referidas estruturas. Nos exemplares dos municípios localizados mais ao sul do Pará, praticamente todas as amostras possuem tais depressões. É importante ressaltar que a quantidade dessas estruturas varia, podendo ter folíolos com todas as aréolas possuindo essas depressões ou com apenas uma ou duas depressões em toda a lâmina.

Dwyer (1951) descreveu *C. langsdorffii* var. *krukovii* Dwyer, sendo essa a única ocorrência dessa espécie na Amazônia, provavelmente, deve se tratar de uma variedade de *C. reticulata*, porém, no momento, necessita-se de estudos em *C. langsdorffii* que possam oferecer maiores esclarecimento quanto à posição da referida variedade.

Os materiais procedentes do Acre, depositados no herbário HPZ (*Rigamonte-Azevedo, O.C. et al. 12, 19, 26; Oliveira, A.R.S. 851*), dos municípios de Assis Brasil, Porto Valter e Tarauacá, possuem caracteres vegetativos próximos à *C. reticulata*, porém, como são estéreis, há necessidade de se coletar amostras férteis dessas populações a fim de se prosseguir as análises.

Agradecimentos

Os autores agradecem ao Projeto *Dendrogene* (Embrapa/DFID) pelo apoio financeiro, aos curadores dos herbários pelo empréstimo de exsicatas, aos Centros de Pesquisa da Embrapa localizados na Amazônia, ao INPA, IEPA, UFAC e à UFRR pelo apoio logístico durante os trabalhos de campo, aos coletores e demais integrantes das equipes de campo, ao Dr. Mike Hopkins pelas imagens digitais e a todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para este trabalho.

Referências Bibliográficas

Alencar, J. C. 1982. Estudos silviculturais de uma população natural de *Copaifera multijuga* Hayne – Leguminosae, na Amazônia Central. 2-Produção de óleo-resina. Acta Amazônica 12(1): 75-89.

Arruda, M. B. (org.). 2001. Ecossistemas brasileiros. IBAMA, Brasília, 49p.

Barata, F. C. A. 2006. O pólen de *Copaifera* L. (Leg. Caes.) e suas implicações filogenéticas. Tese Doutorado, Universidade Federal do Amazonas/INPA, Manaus, 150p.

Bentham, G. 1870. Leguminosae II. Swartzieae et Caesalpinieae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eicher, A.W. & Urban, I. (eds.). Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 15(2): 239-249.

Berg, M. E. van den. 1993. Plantas medicinais na Amazônia: contribuição ao seu conhecimento sistemático. MPEG, Belém, 207p.

Cascon, V. & Gilbert, B. 2000. Characterization of the chemical composition of oleoresins of *Copaifera guyanensis* Desf., *Copaifera duckei* Dwyer and *Copaifera multijuga* Hayne. Phytochemistry 55(7): 773-778.

Corrêa, M. P. 1931. Dicionário das plantas úteis do Brasil, e das exóticas cultivadas. Vol. 2. Ministério da Agricultura, Rio de Janeiro, 707p.

De Wit, H.C.D. 1953. *Copaifera palustris* (Symington) De Wit, comb. nov. Webbia 9(2): .462-463.

Ducke, A. 1915. Plantes nouvelles ou peu connues de la région amazonienne (I). Archivos do Jardim Botanico do Rio de Janeiro 1: 7-57.

______. 1925. Plantes nouvelles ou peu connues de la région amazonienne (III). Archivos do Jardim Botanico do Rio de Janeiro 4: 45-47.

______. 1930. Plantes nouvelles ou peu connues de la région amazonienne (IV). Archivos do Jardim Botanico do Rio de Janeiro 5: 127-129.

______. 1958. Notas adicionais às leguminosas da Amazônia brasileira. Boletim Técnico do Instituto Agronômico do Norte 36: 73-74.

______. 1959. Estudos botânicos no Ceará. Notas sobre sistemática. Anais da Academia Brasileira de Ciências 31(2): 291.

Dwyer, J. D. 1951. The Central American, West Indian and South American species of *Copaifera* (Caesalpiniacea). Brittonia 7(3): 143-172.

Enrech, X. N.; Arroyo, M. T. K. & Langenheim, J. 1983. Sistemática del género *Copaifera* L. (Leguminosae: Caesalpinioideae, Detarieae) em Venezuela. Acta Botanica Venezuelica 14: 239-290.

Forero, E. 1983. Connaraceae. Flora Neotropica Monograph 36: 1-208.

Harris, J. G. & Harris, M. W. 2001. Plant identification terminology: an illustrated glossary. 2nd ed. Spring Lake Publishing, Utah, 216p.

Hayne, F. G. 1827. Getreue Darstellung und Beschreibung der in der Arzneykund gebräuchlichen Gewächse, wie auch solcher, welche mit ihnen verwechselt werden können. Auf. Kosten des Versfassers, Berlin, 10.

Hickey, M. & King, C. 2003. The Cambridge illustrated glossary of botanical terms. Cambridge University Press, Cambridge, 208p.

Holmgren, P. K. & Holmgren, N. H. 1998 onwards (continuously updated). Index Herbariorum. New York Botanical Garden. Disponível: http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp. Acesso em: janeiro 2007.

Hou, D. 1994. Studies in Malesian Caesalpinioideae (Leguminosae). 1. The genera *Acrocarpus, Afzelia, Copaifera* and *Instisia*. Blumea 38: 313-330.

Johansen, D. A. 1940. Plant Microtecnique. 2.ed. Tata McGraw-Hill, Bombay, 532p.

Langenhein, J. H. 2003. Plant resins: chemistry, evolution, ecology and ethnobotany. Timber Press, Portland, 586p.

Lawrence, G. H. M. 1951. Taxonomia das plantas vasculares. Fundação Calouste Gulbenkian, Lisboa, v. 2.

Léonard, J. 1949. Notulae Systematicae IV (Caesalpiniaceae-Amherstieae africanae americanaeque), Bulletin du Jardin Botanique de l'Etat Bruxelles 19(4): 383-407.

______. 1950. Étude botanique des Copaliers du Congo Belge. Publications de l'Institut National pour L'Étude Agronomique du Congo Belge, série scientifique 45: 55-91.

Lewis, G. P. 1987. Legumes of Bahia. Royal Botanic Gardens, Kew, 369p.

Macbride, J. F. 1943. Flora of Peru: Leguminosae. The Field Museum of Natural History, Botanical Series 13(1): 120-121.

Maia, J. G.; Zoghbi, M. G. & Andrade, E. H. 2001. Aroma de flores na Amazônia e seus óleos essenciais. MPEG, Belém, 230p.

Martins-da-Silva, R. C. V. 2006. Taxonomia das espécies de *Copaifera* L. (Leguminosae-Caesalpinioideae) ocorrentes na Amazônia brasileira. Tese de Doutorado. Museu Nacional/ Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 258p.

MMA. 2004. Biomas continentais. IBGE, Brasília. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/>. Acesso em: maio. 2006.

Pires, J. M. & Prance, G. T. 1985. The vegetation types of the Brazilian Amazon. *In*: Prance, G. T. & Lovejoy, T. E. (eds.).

Key Enviroumemts: Amazonia. Pergamon Press, Oxford, 109-145.

Poveda, L. J.; Zamora, N. & Sánchez-Vindas, P. E. 1989. Una nueva especie de *Copaifera* L. (Caesalpiniaceae: Leguminosae) para Costa Rica. Brenesia 31:.117-120.

Quirk, J. T. 1983. Data for a computer-assisted wood identification system I; commercial legumes of tropical Asia and Australia. IAWA 4(2-3): 118-130.

Rizzini, C.T. 1971. Plantas novas ou pouco conhecidas do Brasil. Revista Brasileira de Biologia 31(2): 192.

Shanley, P.; Leite, A.; Alechandre, A. & Azevedo, C. 2005. Copaíba. *In* Shanley, P. & Medina, G. (eds.). Frutíferas e plantas úteis na vida amazônica. CIFOR/ Imazon, Belém, 300p.

Siqueira, G. C. L. (coord.). 1996. Produtos potenciais da Amazônia. Ed. Sebrae, Brasília, 97p.

Stearn, W. T. 1998. Botanical Latin. 4th ed. David & Charles, London, 565p.

Veiga Junior, V. F. & Pinto, A. C. 2002. O gênero *Copaifera* L. Química Nova 25: 273-286.

Phytogeographical patterns of *Crotalaria* species (Leguminosae-Papilionoideae) in Brazil

Andréia S. Flores[1,3] & *Ana Maria G. Azevedo Tozzi*[2]

Abstract

(Phytogeographical patterns of *Crotalaria* L. species (Leguminosae-Papilionoideae) in Brazil) The phytogeography and preferred habitat of *Crotalaria* species from Brazil are studied. Four species are widely distributed in Brazil, while *C. goiasensis* and *C. irwinii* are endemic to the state of Goiás, *C. clausseni* to São Paulo, *C. rufipila* to Minas Gerais and *C. brachycarpa* and *C. harleyi* to Bahia. *Crotalaria* species occurs in the following biogeographical provinces: Amazonian, Atlantic, Caatinga, Cerrado, Chaqueña, Guayana, Pampeana and Paranaense. The Cerrado province presents the largest number of species with restricted distribution, followed by the Paranaense province. The geographical distribution of species in Brazil shows higher species diversity in the highlands (800 – 2000 m.s.m.), such as the Serra Geral de Goiás, Chapada dos Veadeiros, Espinhaço Range (15-16 spp.), Serra da Mantiqueira and Serra do Mar (14 spp.). As well as the altitude, vegetation and climate influence the distribution of *Crotalaria* in Brazil.

Key words: cerrado, Papilionaceae, endemism, highlands, preferred habitat, biogeographical provinces.

Resumo

(Padrões fitogeográficos das espécies de *Crotalaria* L. (Leguminosae-Papilionoideae) no Brasil) Este estudo apresenta a fitogeografia e os hábitos preferenciais das espécies de *Crotalaria* no Brasil. Quatro espécies são amplamente distribuídas no Brasil. Por outro lado, *C. goiasensis* e *C. irwinii* são endêmicas de Goiás, *C. clausseni* de São Paulo, *C. rufipila* de Minas Gerais e *C. brachycarpa* e *C. harleyi* da Bahia. As espécies de *Crotalaria* ocorrem nas seguintes províncias biogeográficas: cerrado, paranense, atlântica, amazônica, caatinga, chaquenha, guayana e pampeana. A província do cerrado apresenta o maior número de espécies exclusivas seguida da província paranense. A distribuição geográfica das espécies brasileiras mostra que a maior diversidade ocorre em áreas elevadas (800 – 2000 m.s.m.), como a Serra Geral de Goiás, Chapada dos Veadeiros, Cadeia do Espinhaço (15-16 spp.), Serra da Mantiqueira e Serra do Mar (14 spp.). As elevadas altitudes, bem como as características vegetacionais e climáticas influenciam a distribuição das espécies de *Crotalaria* no Brasil.

Palavras-chave: cerrado, endemismos, altitudes elevadas, hábito preferencial, províncias biogeográficas.

Introduction

The genus *Crotalaria* L. is considered to be the third largest genus of Papilionoideae, with around 600 species distributed throughout the tropics and subtropics (Polhill 1982). The Neotropics has approximately 70 species occurring from southern United States to subtropical Argentina and Uruguay (Lewis 1987; Polhill *et al.* 2001). The centers of diversity of the genus are eastern and southern tropical Africa and India, with two additional centers in Mexico and Brazil (Palomino & Vásquez 1991).

Crotalaria comprises herbaceous and shrubby species with simple, unifoliolate or digitately 3–(4–5)-foliolate leaves, stamens monadelphous with the sheath split at least at the very base, dimorphic anthers and inflated legumes. The genus was subdivided into eight sections by Polhill (1968) and Bisby & Polhill (1973), based on floral morphology of African species. Native species in Brazil are grouped in two sections, *Crotalaria* sect. *Chrysocalycinae* (Benth.) Baker f. and *Crotalaria* sect. *Calycinae* Wight & Arn. (Flores 2004). These sections have a west-east distribution, the former mainly in western Africa and America tropics, and the latter extending from there to Asia, Australia and the New World (Polhill 1982).

Artigo recebido em 06/2006. Aceito para publicação em 06/2007.

[1]Museu Integrado de Roraima, Av. Brig. Eduardo Gomes s.n., Parque Anauá, 69305-010, Boa Vista, Roraima, Brasil.
[2]Universidade Estadual de Campinas, Instituto de Biologia, Departamento de Botânica, C.P. 6109, 13083-970, Campinas, SP, Brasil.
[3]Autor para correspondência: andreiasflores@gmail.com

The great majority of *Crotalaria* species is adapted for a tropical climate and only a restricted number of species occurs in temperate regions. *Crotalaria* species have a wide tolerance of edaphic conditions. The majority of species have a high light requirement, therefore they are absent from forest's interior, but are relatively common in clearings and forest margins (Polhill 1968, 1982). Moreover, some species are reasonably competitive in closed herbaceous vegetation and disturbed areas, with some species, often the exotic ones, persist as weeds and are able to invade field crops.

The great diversity of climate, soil and geomorphology found in Brazil is reflected by the variety of vegetation types, making it a very interesting area for phytogeographical studies. Many authors proposed different biotic subdivisions of tropical America. Cabrera & Willink (1980) proposed a biogeographical classification based on flora and fauna composition of Latin America, which was divided into dominions and subdivided into provinces. According to this classification, there are three dominions and nine provinces represented in Brazil.

The phytogeographical aspects of *Crotalaria* species were studied in southern Brazil (Flores & Miotto 2005). The present study aims to analyze the distribution and preferred habitat of the *Crotalaria* species from Brazil and to compare the species distribution with the biogeographical classification proposed by Cabrera & Willink (1980).

Material and Methods

This study was based on data from the taxonomic treatment of *Crotalaria* (Flores 2004), obtained from analysis of herbarium specimens from ALCB, BHCB, BHMH, BM, BR, C, CEN, CEPEC, CGMS, CPAP, CTES, CVRD, FUEL, FUFMT, GH, HAS, HB, HBG, HBR, HEPA, HRCB, HUEFS, ICN, IAC, IAN, INPA, IPA, L, LP, MBM, MG, MO, NY, PACA, PEL, PEUFR, PMSP, R, RB, S, SJRP, SP, SPF, SPFR, SPSF, U, UB, UEC, US, and VIC (acrônimos segundo Holmgren *et al.* 1990) and extensive fieldwork in different regions of Brazil. Distribution data of the species in extra Brazilian areas were obtained from literature.

The distribution of Brazilian *Crotalaria* species was plotted in maps (modified from Flora Neotropica monographs) and compared to detected patterns of species distribution with the biogeographical classification proposed by Cabrera & Willink (1980).

Results and Discussion

No phylogenetic study is available to *Crotalaria*, but while it is straightforward to ascribe the origin of the genus to Africa or Asia, its evolutionary and diversification history remains unclear. For *Crotalaria* species from New World, cytological studies indicate that polyploidy is at the least one of the evolutionary strategies of this genus in this area, suggesting that the New World could have been the last area to be colonized by *Calycinae* species, with an increase in ploidy level (Flores *et al.* 2006).

Brazil possesses the majority of the *Crotalaria* species occurring in South America, with 31 native and 11 introduced or naturalized (Flores 2004). The naturalized species are native mostly to Africa and Asia; only *C. longirostrata* Hook & Arn. is native to North and Central America. These species are found in various habitats, usually competing with the native species for the same environment, mainly the African *C. lanceolata* E. Mey. and *C. pallida* Aiton and the Asian species *C. juncea* L., *C. spectabilis* Roth and *C. retusa* L. The other naturalized species are found under culture or as adventitious along the roadsides and fallow fields. *Crotalaria incana* is found in disturbed areas and is referred as native to Africa by Polhill (1968; 1982). However, the fact that this species was originally described from Jamaica, with its varieties distributed in Central and South America (Senn 1939; Windler *et al.* 1992), suggests that *C. incana* is native to the Neotropics.

Of the 31 native *Crotalaria* species found in Brazil, 17 are endemic, six are distributed in South America and eight are widespread throughout the Neotropics. These species are

mainly found in open areas of savannas, 'campo rupestre' and 'restinga' vegetation, as well as along margins of gallery forests (Table 1). The recently described *C. miottoae* (Flores & Tozzi 2005) is the only species that occurs in the interior of altitudinal forests, an unusual habitat for the genus.

According to Cabrera & Willink (1980), in Brazil the Amazonian Dominion is represented by four phytogeographic provinces (Amazonian, Cerrado, Paranaense, and Atlantic), Guayana Dominion is represented only by the Guayana province, and the Chaqueña Dominion by four provinces: Caatinga, Chaqueña, Espinal, and Pampeana (Fig. 1). There are records of the occurrence of *Crotalaria* species in all of these biogeographical provinces, except in the Espinal (Table 2). The species *C. stipularia*, *C. maypurensis*, *C. incana* and *C. micans* (Fig. 2) are widespread throughout six or seven provinces (Table 2). On the other hand, 12 species are restricted to one province (Fig. 3), some of them with a very restricted distribution probably representing micro-endemism in Cerrado, Atlantic or Caatinga provinces (Fig. 4).

The Amazonian Dominion is the largest one in Brazil, where the Leguminosae are considered the most important family because of their representativity in terms of the floristic composition. The Guayana Dominion has a low proportion in Brazil, occupying highlands above 2,000 m in the extreme North, between 0° and 4°N. Its flora is considered similar with the one of the Cerrado province and the montane areas of southern Brazil, but shows a high degree of endemism of family and genera (Cabrera & Willink 1980). In Brazil, the Guayana Dominion has an annual precipitation from 1,100 to 2,000 mm and a mean annual temperature from 16 to 25°C, with a pronounced dry season from December to February.

Figure 1 – Dominions and provinces represented in Brazil according to Cabrera & Willink (1980). (Modified map of Cabrera & Willink 1980).

Table 1 – Geographical distribution, preferred habitats and frequency of collections of Brazilian *Crotalaria* species. ARG: Argentina; BRA: Brazil, COL: Colombia; PAR: Paraguay; URU: Uruguay; VEN: Venezuela; NEOTR: Neotropics. Frequency of collections: very rare: 1–3 registers; rare: 4–10; occasional: 11–20; common: over 20 registers.

Species	DISTRIBUTION	PREFERRED HABITATS	FREQUENCY
C. bahiaensis D.R. Windler & S.G. Skinner	BRA	grassland	occasional
C. balansae Micheli	BRA, PAR	grassland	common
C. brachycarpa Benth.	BRA	grassland	very rare
C. breviflora DC.	BRA	grassland, forest margin	common
C. clausseni Benth.	BRA	grassland	rare
C. flavicoma Benth.	BRA	grassland	common
C. goiasensis D.R. Windler & S.G. Skinner	BRA	forest margin	rare
C. grandiflora Benth.	BRA	forest margin	occasional
C. harleyi D.R. Windler & S.G. Skinner	BRA	grassland	occasional
C. hilariana Benth.	BRA	grassland	common
C. holosericea Nees & Mart.	BRA	grassland, forest margin	common
C. incana L.	NEOTR	grassland, forest margin	common
C. irwinii D.R. Windler & S.G. Skinner	BRA	grassland	very rare
C. laeta Mart. *ex* Benth.	BRA	grassland, forest margin	common
C. martiana subsp. *martiana* Benth.	BRA	grassland, forest margin	common
C. martiana subsp. *mohlenbrockii* (D.R. Windler & S.G. Skinner) Planchuelo	BRA, PAR	grassland, forest margin	common
C. maypurensis Kunth	NEOTR	grassland	common
C. micans Link	NEOTR	grassland, forest margin	common
C. miottoae A.S. Flores & A.M.G. Azevedo	BRA	grassland, forest margin and understory	common
C. nitens Kunth	NEOTR	grassland	occasional
C. otoptera Benth.	BRA	grassland, forest margin	rare
C. paulina Schrank	BRA, VEN	grassland, forest margin	common
C. pilosa Mill.	NEOTR.	grassland	common
C. rufipila Benth.	BRA	grassland, forest margin	occasional
C. sagittallis L.	NEOTR	grassland	occasional
C. stipularia Desv.	NEOTR	grassland	common
C. subdecurrens Mart. *ex* Benth.	BRA	forest margin	common
C. tweediana Benth.	BRA, URU, PAR, ARG	grassland	common
C. unifoliolata Benth.	BRA	grassland	common
C. velutina Benth.	BRA, COL	grassland	common
C. vespertilio Benth.	BRA, ARG	grassland, forest margin	common
C. vitellina Ker-Gawler	NEOTR	grassland, forest margin	common

Table 2 – Brazilian species of *Crotalaria* occurring in the phytogeographical provinces proposed by Cabrera & Willink (1980). (ESP: Espinal; PAM: Pampeana; GUA: Guayana; CHA: Chaqueña; CAA: Caatinga; AMA: Amazonian; ATL: Atlantic; PAR: Paranaense; CER: Cerrado).

	ESP	PAM	GUA	CHA	CAA	AMA	ATL	PAR	CER
C. bahiaensis D.R. Windler & S.G. Skinner					X				
C. balansae Micheli							X	X	X
C. brachycarpa Benth.					X				
C. breviflora DC.							X	X	X
C. clausseni Benth.							X		
C. flavicoma Benth.									X
C. goiasensis D.R. Windler & S.G. Skinner									X
C. grandiflora Benth.									X
C. harleyi D.R. Windler & S.G. Skinner					X				X
C. hilariana Benth.		X					X	X	
C. holosericea Nees & Mart.					X		X		X
C. incana L.				X	X	X	X	X	X
C. irwinii D.R. Windler & S.G. Skinner									X
C. laeta Mart. *ex* Benth.				X	X				X
C. martiana subsp. *martiana* Benth.									X
C. martiana subsp. *mohlenbrockii* (D.R. Windler & S.G. Skinner) Planchuelo						X	X	X	X
C. maypurensis Kunth.			X	X	X	X	X	X	X
C. micans Link			X		X	X	X	X	X
C. miottoae A.S. Flores & A.M.G. Azevedo							X	X	X
C. nitens Kunth						X			
C. otoptera Benth.									X
C. paulina Schrank							X	X	X
C. pilosa Mill.			X			X		X	X
C. rufipila Benth.									X
C. sagittalis L.			X	X		X			X
C. stipularia Desv.			X	X	X	X	X	X	X
C. subdecurrens Mart. *ex* Benth.									X
C. tweediana Benth.		X						X	
C. unifoliolata Benth.								X	X
C. velutina Benth.							X	X	X
C. vespertilio Benth.							X	X	X
C. vitellina Ker-Gawler					X		X	X	X
n° spp total/province	0	2	5	5	10	8	15	16	25
n° spp. exclusive/province	0	0	0	0	1	1	1	0	8

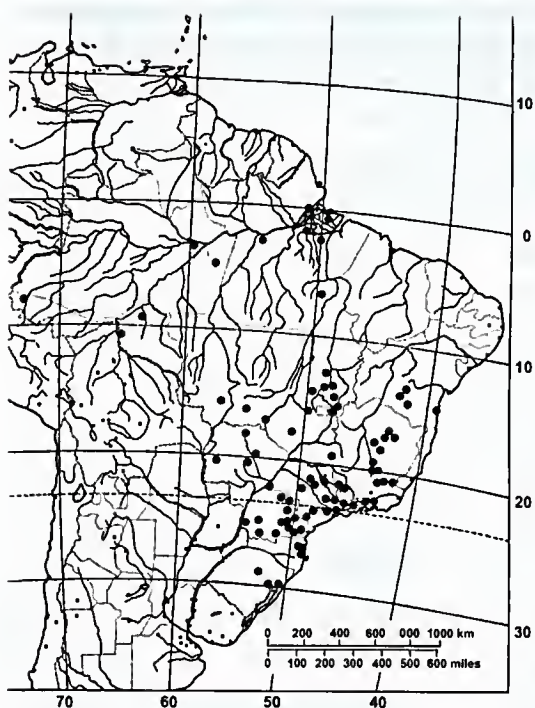



Figure 2 – Geographical distribution of *Crotalaria micans*.

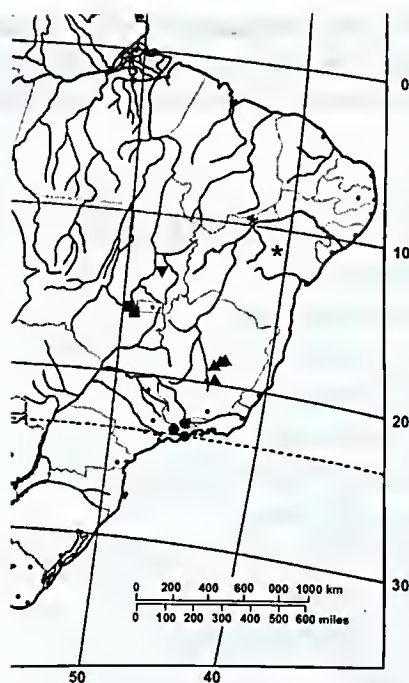



Figure 4 – Species of *Crotalaria* with very restricted distribution in Brazil. * *C. brachycarpa*, ▼ *C. irwinii*, ■ *C. goiasensis*, ▲ *C. rufipila*, ● *C. claussenii*.

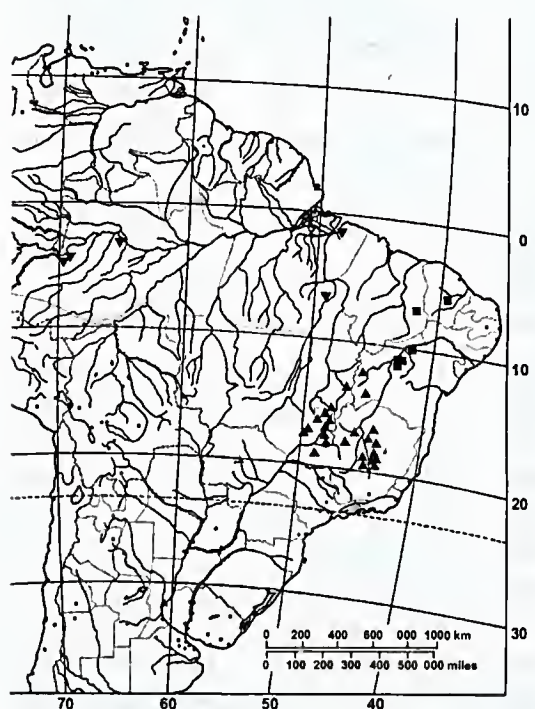



Figure 3 – Some species of *Crotalaria* with distribution restricted to one province in Brazil. ▲ *C. flavicoma* (Cerrado province), ■ *C. bahiaensis* (Caatinga province), ▼ *C. nitens* (Amazonian province).

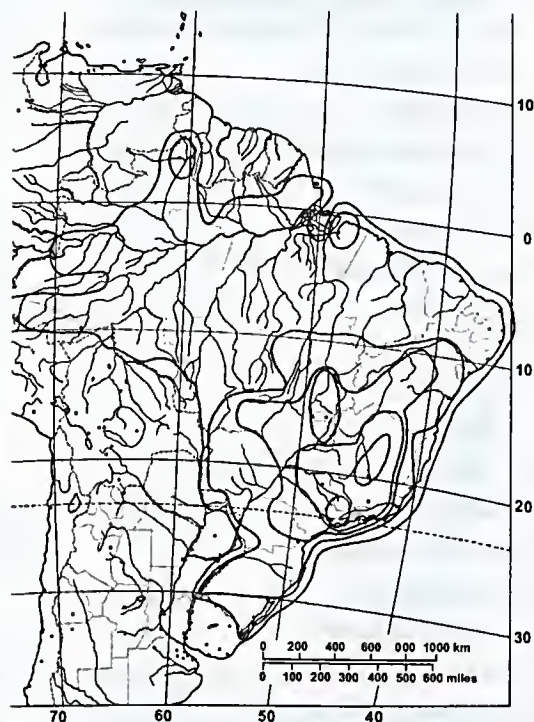



Figure 5 – Geographical distribution and centers of diversity of *Crotalaria* species in Brazil. a. 14-16 spp., b. 11-13 spp., c. 7-10 spp. d. 4-6 spp., e. 1-3 spp.

The Cerrado province occupies central and eastern Brazilian regions between 3°S and 23°S with an area of approximately 2,000.000 km². It has a great environmental diversity, with many heterogeneous vegetation types. This province has a mean annual precipitation of 1,200 to 2,000 mm, with a pronounced dry season from May to September, a mean annual temperature from 21 to 25°C and a tropical climate (Cabrera & Willink 1980). Most of the cerrado consists of seasonal savannas where corridors of mesophytic evergreen forests occur along the rivers (gallery forests) (Joly *et al.* 1999). Some physiognomic forms of savanna can be recognized in the cerrado vegetation, such as 'campo limpo' (grassland), 'campo sujo' (wood savanna), 'cerrado *sensu stricto*' (savanna), 'cerradão' (woodland), and 'campo rupestre'.

This province shows the highest number of native species of *Crotalaria*, with seven species and one subspecies restricted to this area. Among them, *C. flavicoma* has the highest frequency in cerrado, while some species have a very restricted distribution, as *C. irwinii*, *C. rufipila* and *C. goiasensis*.

The *Crotalaria* species occurs in all physiognomy types of savanna but some are restricted to a single location. *C. irwinii* is a rare species, with two collections, and it occurs in the border of gallery forests and outcrops and rocky slopes. C. *goiasensis* has been recorded only in the surroundings of the Serra dos Pirineus (GO), occurring on highlands , gallery forests and forest margins, from 900 to 1,200 m. *Crotalaria rufipila* is an occasional species restricted to 'campo rupestre' in the Serra do Cipó and Serra da Piedade (MG).

The Paranaense province occupies areas from southern São Paulo to northern Rio Grande do Sul, between 18°S and 30°S, with a dominance of *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Kuntze forests mixed with open vegetation. This province has a mean annual precipitation of 1,500 to 2,000 mm, a mean annual temperature between 16 and 22°C and an essentially warm-temperate or subtropical climate (Cabrera & Willink 1980). There are no restricted species in this province, but *C. hilariana* is a widespread species found on the highlands of Rio Grande do Sul, Santa Catarina and Paraná states. This species shows a phytogeographical distribution pattern similar to species of some temperate genera of Leguminosae, being limited to the south of the Tropic of Capricorn (Flores & Miotto 2005).

The Atlantic province occupies Brazilian coast between 7°S and 30°S, including 'restinga', or coastal vegetation and a small proportion of highland open vegetation. This province has a mean annual precipitation higher than 2,000 mm, a mean annual temperature between 19 and 25°C and a tropical climate (Cabrera & Willink 1980). In this province, *Crotalaria vitellina* is found occurring associated to restinga vegetation, coastal hillsides and adjacent sandy dune along most of theBrazilian coast. On the other hand, *C. clausseni* is endemic in highlands above 1,000 ms.m. of Serra da Bocaina (São Paulo state).

In Brazil, Amazonian province occupies the north between 4°N and 18°S. Its climate is warm and humid, an average rainfall between 2,000 and 2,600 mm evenly distributed through the year and a mean annual temperature around 26°C (Cabrera & Willink 1980). Despite Amazonian province being characterized by the presence of rainforest, there are isolated areas of cerrado-like vegetation in northern (Amapá and Roraima states) and southern areas. In this province *Crotalaria* species are found in cerrado-like vegetation, disturbed or associated to course of river open areas. In Brazil, *Crotalaria nitens* is restricted to this province; it is widespread in Neotropics from North America to northern South America and its southern limit of distribution is northern of Mato Grosso state and Bolivia. This species occurs in open fields or 'capoeiras de terra firme' and also in border of 'mata de terra firme' on clay soils.

Caatinga province occupies the northern of Minas Gerais state and the greatest part of northeastern Brazil, from Bahia to Ceará and Piauí in part between 3°S and 15°S. It shows a semiarid or arid climate with vegetational formations as forest like, arboreal, park,

gramineous-woody, and ecological tension areas with cerrado to west and with Atlantic forest to east (Veloso *et al.* 1991). This province has a mean annual precipitation of 400 to 750 mm and a mean annual temperature between 26 and 27°C (Cabrera & Willink 1980). Rainfall is unevenly distributed and the dry season (May–November) is pronounced and long. *Crotalaria brachycarpa* and *C. bahiaensis* are endemic in this province. *C. brachycarpa* is represented by two collections, of which one is the holotype. Moreover, it can be considered extinct because it has been not collected since 1907. *C. bahiaensis* is usually found in cerrado and cerrado transition to caatinga, on shallow rocky soils. Besides, *C. harleyi* and *C. holosericea* are widely found in areas of caatinga and transition cerrado-caatinga vegetation in Caatinga province. *C. harleyi* occurs only in Bahia state where it is restricted to areas of cerrado and caatinga on sandy soils above 800–1800 ms.m., near to Chapada Diamantina. *C. holosericea* has a wide distribution in northeastern region of Brazil in areas of cerrado, caatinga and some sites of the coast. This species is found in the border gallery forest and disturbed areas.

The remaining provinces, which have smaller areas in Brazil, concentrated a low number of *Crotalaria* species. In Brazil, the Chaqueña province is restricted to the extreme western edge around Corumbá (Mato Grosso do Sul state) near the 22°S, but it occupies extra Brazilian areas of northern Argentina, western Paraguay and southeastern Bolívia (Prado 1993). This province has average rainfalls between 500 and 1,200 mm, a mean annual temperature of 20 to 23°C and a deciduous xeromorphic vegetation (Cabrera & Willink 1980). *Crotalaria incana*, *C. laeta*, *C. maypurensis*, *C. sagittalis* and *C. stipularia* have been collected in Corumbá vicinity, and no one of which is endemic to this province. In Guayana and Pampeana provinces only three and two species, respectively, are registered and no one is endemic to these provinces.

In Brazil, Pampeana province occupies southern Rio Grande do Sul state between 28°S and 33°S where there are fields with a lower grass cover showing a dominant herbaceous physiognomy associated with forest pocket into wetter areas along rivers margins (Cabrera & Willink 1980, Joly *et al.* 1999). This province has a mean annual precipitation of 600 to 1.200 mm, a mean annual temperature between 13 and 17°C and a warm-temperate climate (Cabrera & Willink 1980). In this province, *Crotalaria tweediana* has a wide distribution and only few populations of *C. hilariana* occur. In Brazil, *C. tweediana* is found in rocky soils and on the top of mountains; it is restricted to south Brazil but its distribution extends to Argentina, Paraguay and Uruguay occupying four provinces: Chaquenha, Paranaense, Pampeana and Espinal.

Espinal province occupies an inexpressive portion in Rio Grande do Sul state, between 31°S and 30°S. It is characterized by the presence of a dry forest, an average rainfalls between 340 and 1.170 mm and an average temperature of 15 to 20°C (Cabrera & Willink 1980). In Brazil none of *Crotalaria* species have been already recorded, but three species are found in areas of this province in Argentina: *C. stipularia, C. incana* and *C. tweediana* (Gómez-Sosa 2000). The absence of *Crotalaria* species in the Brazilian portion of Espinal province may be explained by its restricted area in Brazil or might be due an artifact of low collecting effort in this region (Flores & Miotto 2005).

Crotalaria species are represented in all Brazilian Regions, prevailing in southeast, central and part of northeastern regions, where they are found in open native vegetation, mainly comprising cerrado and coastal vegetation (Fig. 5). On the other hand, the low frequency of *Crotalaria* species in Amazon basin and extreme south regions may be associated with the predominance of rain forests and occurrence of a temperate climate, respectively.

Central and southeast Brazil have a predominance of cerrado vegetation, mainly in Minas Gerais and Goiás states, in which the highest number of *Crotalaria* species are found in Brazil (19 spp. each). In the northeast, Bahia state concentrates numerous species of the genus (ca. 15), of which two are endemic.

This state has the major area in Northeast Region and possesses a great diversity of vegetation kinds, like cerrado, caatinga and Atlantic forest. It may explain the large number of *Crotalaria* species in this state. Moreover, the family Leguminosae was very collected for the preparation of Legumes of Bahia (Lewis 1987).

The high altitude is an important factor to the distribution of *Crotalaria* species in Brazil. The largest number of species is found in three areas with high altitudes (among 800–2,000 m) in central and southern Brazil. Two of these areas are localized in areas of cerrado, mainly in Goiás and Minas Gerais states, and the third one in the Atlantic forest in São Paulo, Rio de Janeiro and Minas Gerais states (Fig. 5). The first two regions are situated in Serra Geral de Goiás and Chapada dos Veadeiros (Goiás state), and in the Espinhaço Range (Minas Gerais state). Both regions concentrate 15–16 species of *Crotalaria*, which have the most important occurrence in campo rupestre, where *C. rufipila*, *C. irwinii* and *C. goiasensis* are only found in these areas.

The campo rupestre forms a mosaic of related vegetation communities under the control of local topography, microclimatic influences and the nature of the substrate (Giulietti & Pirani 1988). The flora of campos rupestres has an elevated number of endemic *taxa* because of your isolated position on the top of the mountains. These mountain areas are distinct by different ecological conditions extant in lowlands, which operate as barrier for the migration (Harley 1995).

The third region of major species diversity (14 species) of the genus in Brazil is localized in Serra da Mantiqueira and Serra do Mar in São Paulo, south of Rio de Janeiro and the plateau south of Minas Gerais states. In this region, *Crotalaria* species mainly occurr at high elevations (campos de altitude), where *C. claussenii* is only found in Serra da Bocaina in Serra do Mar. The 'campo de altitude' is found on the top of woodland mountains above 1,500 m high and its physiognomy is characteristic of areas with a high degree of outcropping and reduction of soil depth with low forests bordering this formation (Lima & Guedes-Bruni 1997).

In conclusion, the main factors that have influence on the species distribution of *Crotalaria* in Brazil are climate, vegetation types, and altitude. The species are concentrated in regions with tropical climate, especially in savanna vegetation at high altitudes. The geographical distribution of species in Brazil shows that Serra Geral de Goiás, Chapada dos Veadeiros, Espinhaço Range – in Central Brazil, and Serra da Mantiqueira and Serra do Mar – in southeast Brazil, are the centers of diversity of the genus in Brazil.

Cerrado province shows the greatest richness of species as well as the major number of restricted and endemic species, mainly in areas of campos rupestres. This fact can be explained by the great environmental diversity in this region, where heterogeneous vegetation types can be found, mainly in the areas of campos rupestres, which have a great degree of endemism.

Endemic *Crotalaria taxa* are concentrated mainly in areas of campos rupestres in Espinhaço Range (*C. rufipila*, *C. martiana* subsp. *martiana*, *C. harleyi*) and mountain ridges of Goiás (*C. irwinii*, *C. goiasensis*), where they generally are confined to one or two mountains. These areas present similar geological, physical and climatic features (Giulietti & Pirani 1988) with campos rupestres interrupted by patches of cerrado and gallery forest. These associations of open areas and forest margin, wet or dry soils, and high elevations seem to be of great importance for speciation of the genus in Brazil. Studies on genetic diversity using molecular procedures and breeding systems should prove to be interesting and informative for understanding of species boundaries and processes of speciation of Brazilian species of *Crotalaria*.

Acknowledgments

We are grateful to Rodrigo Schütz Rodrigues for his encouragement and suggestions. This paper is a part of a PhD thesis developed by A.S. Flores at the 'Programa de Pós-Graduação em Biologia Vegetal' of the Institute of Biology,

Unicamp, which was supported by a grant from the Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP proc. 00/11674-2).

Literature Cited

Bisby, F. A. & Polhill, R. M. 1973. The role of taximetrics in angiosperm taxonomy II. Parallel taximetric and orthodox studies in *Crotalaria* L. New Phytologist 72: 727-742.

Cabrera, A. L. & Willink, A. 1980. Biogeografia de America Latina. 2ª ed. OEA, Washigton, 117p.

Flores, A. S. 2004. Taxonomia, números cromossômicos e química das espécies de *Crotalaria* L. (Leguminosae, Papilionoideae) no Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 201p.

Flores, A. S. & Miotto, S. T. S. 2005. Aspectos fitogeográficos das espécies de *Crotalaria* L. (Leguminosae-Faboideae) na Região Sul do Brasil. Acta Botanica Brasilica 19(2): 245-249.

Flores, A. S. & Tozzi, A. M. G. A. 2005. A new species of *Crotalaria* (Leguminosae, Papilionoideae) from southeastern Brazil. Novon 15: 418-420.

Giulietti, A. M. & Pirani, J. R. 1988. Patterns of geographic distribution of some plant species from the espinhaço range, Minas Gerais and Bahia, Brazil. *In*: Heyer W.R., Vanzolini P. E. (eds.). Proceedings of a workshop on neotropical distribution patterns. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências 39-69.

Gómez-Sosa, E. 2000. Las especies argentinas de *Crotalaria* (Leguminosae-Crotalarieae): novedades, descripciones y clave. Gayana Botanica 57(1): 67-87.

Harley, R. M. 1995. Introduction. *In*: B. L. Stannard (ed.). Flora do Pico das Almas – Chapada Diamantina – Bahia, Brazil. Royal Botanic Gardens, Kew, 853p.

Holmgren, P.K., Holmgren, N.H. & Barnett, L. C. 1990. Index Herbariorum Part I: The Herbaria of the world. New York Botanical Garden, New York, 691p.

Joly, C. A.; Aidar, M. P. M.; Klink, C. A.; McGrath, D. G.; Moreira, A. G.; Moutinho, P.; Nepstad, D. C.; Oliveira, A. A.; Pott, A.; Rodal, M. J. N. & Sampaio, E. V. S. B. 1999. Evolution of the Brazilian phytogeography classifications systems: implications for biodiversity conservation. Ciência e Cultura 51(5/6): 331-348.

Lewis, G. P. 1987. Legumes of Bahia. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 1-369.

Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. R. 1997. Introdução. *In*: Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. R. (eds.). Serra de Macaé de Cima: diversidade florística e conservação em Mata Atlântica. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. Pp. 13-25.

Palomino, G. & Vásquez, R. 1991. Cytogenetic studies in Mexican populations of species of *Crotalaria* L. (Leguminosae-Papilionoideae). Cytologia 56: 343-351.

Polhill, R. M. 1968. Miscellaneous notes on African species of *Crotalaria*. II. Kew Bulletin 22: 169-348.

Polhill, R. M. 1982. *Crotalaria* in Africa and Madagascar. Royal Botanic Gardens, Kew, 389p.

Polhill, R. M.; Tozzi, A. M. G. A. & Flores, A. S. 2001. Crotalarieae. *In*: Bisby, F. A.; Zaruchi, J. L.; Roskov, Y. R.; Schrire, B. D.; Heald, J.; White, R .J. (eds.). International Legume Database & Information Service (ILDIS). Legumes of the world - CD-Rom e http://www.ildis.org

Prado, D. E. 1993. What is the Gran Chaco vegetation in South America? I. A review. Contribution to the study of flora and vegetation of the Chaco. V. Candollea 48: 145-172.

Senn, H. A. 1939. The North American species of *Crotalaria*. Rhodora 41: 317-367.

Veloso, H. P.; Rangel Filho, A. L. R. & Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. MEFP/IBGE/DRNEA, 123p.

Windler, D. R.; Adler, L. & Skinner, S. G. 1992. *Crotalaria incana* var. *grandiflora* (Leguminosae): a new variety from South America. Phytologia 73(2): 155-158.

Formação de raízes em estacas de duas espécies de *Calliandra* (Leguminosae - Mimosoideae)

Juliana Lischka Sampaio Mayer[1], *Nerio Aparecido Cardoso*[2], *Francine Cuquel*[2] & *Cleusa Bona*[1,3]

Resumo

(Formação de raízes em estacas de duas espécies de *Calliandra* (Leguminosae - Mimosoideae)) *Calliandra brevipes* e *Calliandra tweedii*, também conhecidas como caliandra ou esponjinha, são espécies nativas do Brasil cultivadas como plantas ornamentais. O objetivo deste trabalho foi avaliar os efeitos da aplicação de diferentes concentrações de ácido Indolbutírico (AIB) no enraizamento de *Calliandra tweedii* e *Calliandra brevipes* e relacioná-los com a estrutura anatômica das estacas. Ambas as espécies apresentaram um aumento na porcentagem de enraizamento e no número de raízes quando tratadas com AIB. Todos os tratamentos de *Calliandra brevipes* obtiveram porcentagens de enraizamento superiores às de *Calliandra tweedii*, sendo que os melhores resultados desta foram com 2000 mg.L^{-1} AIB (56,67%). *C. brevipes* teve 90% de enraizamento sem a necessidade de aplicação de AIB. A raiz tem origem direta em ambas as espécies, podendo originar-se na região interna ou externa do floema. Provavelmente, os fatores limitantes ao enraizamento de *C. tweedii* são devidos à estrutura anatômica e fisiológica, como a ausência de grânulos de amido na região da medula.
Palavras-chave: estaquia, análise anatômica, propagação vegetativa, plantas ornamentais, caliandra.

Abstract

(Root formation in cuttings of two species of *Calliandra* (Leguminosae - Mimosoideae)) *Calliandra brevipes* and *Calliandra tweedii*, known as 'caliandra' or 'esponjinha', are native Brazilian ornamental species. This experiment aimed to evaluate the effect of the application of different concentrations of Indolbutiric acid (IBA) in root formation of both species by observing anatomical structure. Both species presented an increase in root formation percentage and number of new roots when treated with IBA. All *Calliandra brevipes* treatments achieved higher root formation percentages than *Calliandra tweedii*. The best results of *C. brevipes* were 2000 mg.L^{-1} IBA (56,67%). *C. brevipes* had 90% of rooting without IBA application. Roots originated directly for both species, either from the inner or outer phloem region. Probably the limiting factors for *C. tweedii* root formation were linked to its anatomy and physiology, such as the absence of starch granules in the medular region.
Key words: plant cuttings, plant anatomy, vegetative propagation, ornamental plants, caliandra.

Introdução

Calliandra brevipes Benth. e *Calliandra tweedii* Benth. são espécies nativas do Brasil, pertencentes à família Leguminosae (Mimosoideae) e apresentam florescimento exuberante rosa e vermelho, respectivamente. Essas espécies são utilizadas como plantas ornamentais isoladas ou como cerca-viva (Lorenzi & Souza 2001; Paiva 2003).

A propagação vegetativa ou clonal é o método mais utilizado na produção comercial de diversas culturas ornamentais e frutíferas tendo como vantagens a reprodução de todas as características da planta matriz, a uniformidade e qualidade na produção (Hartmann *et al.* 2002). Além disso, reduz o período improdutivo, antecipando a floração quando comparada aos indivíduos propagados via sementes (Casagrande *et al.* 2000). São escassos os trabalhos de propagação vegetativa utilizando espécies ornamentais nativas do Brasil. A produção comercial de flores e plantas, que de início se encontrava restrita a alguns países europeus e ao Japão, tem se expandido para várias regiões do mundo, principalmente devido à necessidade

Artigo recebido em 07/2007. Aceito para publicação em 06/2008.
[1]Departamento de Botânica, Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná, Centro Politécnico, Jardim das Américas, C.P. 19031, 81531-970, Curitiba, PR, Brasil.
[2]Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Agrárias, Depl. Fitossanitarismo, 80035-050, Curitiba, PR, Brasil.
[3]Autor para correspondência: cleusabona@ufpr.br

de redução dos custos produtivos e de disponibilidade de mão-de-obra (Leitão 2003).

A estaquia é um dos métodos de propagação vegetativa mais utilizados e apresenta como ponto crítico o início do desenvolvimento de um sistema radicular funcional (Thomas & Schiefelbein 2002). A formação de raízes adventícias pode ser considerada como uma seqüência de eventos bioquímicos e histológicos (Moreira *et al.* 2000). É um evento multicelular complexo, envolvendo a divisão celular em células que normalmente não estão diretamente relacionadas na formação raízes. Tanto em plantas arbóreas como em herbáceas ocorrem dois modos distintos de formação de raízes adventícias. O primeiro, é denominado de desenvolvimento direto, no qual o primórdio radicular tem origem de células do sistema vascular ou de células próximas a ele. O segundo, é o desenvolvimento indireto, no qual ocorre a proliferação de um tecido indiferenciado, chamado de calo, antes da formação do primórdio radicular (Altamura 1996).

Alguns autores identificaram relação entre a estrutura do caule e a capacidade de formar raízes adventícias. Beackbane (1961) cita que a presença de uma camada contínua de fibras ao redor do floema secundário inibe a formação de raízes adventícias em *Pyrus* sp. Estacas com concentrações mais elevadas de carboidratos, normalmente, apresentam melhores taxas de enraizamento (Hartmann *et al.* 2002), pois segundo Hess (1969) os carboidratos são a fonte de energia para a síntese de outras substâncias essenciais para a formação das raízes adventícias. Outro fator importante é a presença de compostos fenólicos na estaca, o qual pode estimular ou inibir a formação de raízes (Bartolini *et al.* 1991), sendo que o enraizamento pode ser estimulado pela presença de monofenóis e inibido por polifenóis (Ono & Rodrigues 1996).

A aplicação exógena de auxinas em estacas estimula a formação de raízes adventícias, aumentando a porcentagem de estacas enraizadas, o número de raízes formadas e a uniformidade do enraizamento (Hartmann *et al.* 2002; Taiz & Zeiger 2004). O ácido indol butírico (AIB) é um dos reguladores vegetais mais utilizados devido a sua baixa mobilidade, maior estabilidade química e em concentrações adequadas, as quais dependem de cada espécie, não é fitotóxico (Audus 1963). Segundo De Klerk *et al.* (1990), as auxinas são requeridas nas fases inicias da formação das raízes, porém elas podem inibir o subseqüente crescimento e desenvolvimento do primórdio radicular.

O presente estudo, teve como objetivo testar a influência da aplicação de AIB sobre o processo de enraizamento de *C. brevipes* e *C. tweedii*, utilizando diferentes concentrações do fitorregulador ácido indol butírico e verificar se a porcentagem de enraizamento tem relação com a estrutura anatômica das estacas.

Material e Métodos

O experimento foi conduzido em casa-de-vegetação no Setor de Ciências Agrárias da UFPR (Universidade Federal do Paraná), de março a maio de 2005.

O material vegetal foi obtido a partir de plantas situadas no Setor de Ciências Agrárias da UFPR, Curitiba-PR, latitude 25°24'46" e longitude 49°14'52". O comprimento das estacas foi de 15 cm, com duas folhas reduzidas a metade, e as bases cortadas em bisel. Os tratamentos com o fitorregulador ácido indol butírico (AIB), foram: 0 (testemunha), 500, 1.000, 1.500 e 2.000 $mg.L^{-1}$ AIB, as regiões basais das estacas foram mergulhadas na solução alcoólica 50% durante 10 segundos.

As estacas foram plantadas em tubetes preenchidos com o substrato vermiculita de granulometria média em casa-de-vegetação com nebulização intermitente (das 8:00 às 17:00–15 segundos a cada 15 minutos; das 17:00 às 22:00–15 segundos a cada 60 minutos, e das 22:00 às 08:00–15 segundos a cada 180 minutos). As condições mínimas e máximas de temperatura e umidade da casa-de-vegetação foram 13,5–27°C e 54–99%, respectivamente.

Após 65 dias do plantio, foram avaliados o número de raízes por estaca, a porcentagem de estacas vivas enraizadas, estacas com calos

e estacas mortas. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, num esquema fatorial 2 por 5 (2 espécies e 5 concentrações de fitorregulador), com três repetições por tratamento e 10 estacas por parcela, totalizando 150 estacas por espécie. Os dados obtidos foram analisados pelo teste de Bartlett para verificar se as variâncias dos tratamentos foram homogêneas. Posteriormente, foi efetuada a análise de variância e a comparação entre as médias dos tratamentos pelo teste de Tukey.

Para a análise anatômica qualitativa foram coletadas amostras da base das estacas de todos os tratamentos após 65 dias da instalação do experimento, as quais foram fixadas em F.A.A. 70 (álcool 70%, ácido acético e formaldeido, 90:5:5) (Johansen 1940) e posteriormente conservadas em álcool 70%. Os materiais destinados à preparação de lâminas permanentes foram incluídos em meta-acrilato-glicol (historesina), segundo a técnica de Feder & O'Brien (1968) e as indicações do fabricante. Os blocos foram seccionados em micrótomo de rotação, e os cortes foram obtidos com 8 mm de espessura e corados com azul de toluidina (Feder & O'Brien 1968). As lâminas foram montadas com resina sintética (permount). Foram realizados testes microquímicos, com lugol e cloreto férrico (Johansen 1940) a partir do material seccionado em micrótomo, com montagem semipermanente.

Resultados

As estacas de *Calliandra brevipes* apresentam periderme e seis a sete camadas de parênquima cortical com células de conteúdo denso. O cilindro vascular é circundado por grupos de fibras pericíclicas. Essas fibras formam calotas mais espessas em posição oposta ao floema primário. O cilindro vascular encontra-se em crescimento secundário com câmbio vascular ativo, formando várias camadas de células derivadas (Fig. 1a e 1c). Células com conteúdo denso na região da medula e do córtex responderam ao teste com cloreto férrico, evidenciando a presença de compostos fenólicos hidrofílicos.

As estacas de *Calliandra tweedii*, da mesma forma que em *C. brevipes*, possuem periderme, córtex parenquimático e medula com células de conteúdo denso. Porém, as fibras pericíclicas formam uma faixa contínua ao redor do cilindro vascular, sendo mais larga e regular do que em *C. brevipes*. Em *Calliandra tweedii* as fibras apresentam parede celular mais espessada, crescimento secundário mais avançado e faixa cambial mais estreita que em *C. brevipes* (Fig. 1b e 1d).

Calliandra tweedii aos 65 dias da instalação do experimento, apresentou 100% de estacas com calos para todos os tratamentos e 56,67% de estacas vivas enraizadas (Fig. 2). Essas estacas desenvolveram calos esbranquiçados e de aspecto compacto na base. Os calos (massa de tecido parenquimático) se originam internamente às fibras pericíclicas e empurram o córtex e a periderme para fora à medida que crescem (Fig. 1e). Com o desenvolvimento desse tecido, a camada de fibras se rompe. O cilindro vascular permanece intacto, no entanto alguns elementos de vaso ficam com o lume obstruído (Fig. 1e e 1f). A obstrução dos elementos de vaso também foi registrada em *C. brevipes*, porém, esta espécie não apresentou estacas mortas (Fig. 3) nem formou calos.

A raiz tem origem direta em ambas as espécies, portanto o desenvolvimento dessas foi diretamente de células da região externa do floema junto ao periciclo ou da região interna do floema secundário próximo ao câmbio (Fig. 1f e 4a). Mesmo ocorrendo a formação de calos em *C. tweedii*, não foi identificada a formação de meristemóides nesses tecidos. As raízes formadas em ambas as espécies fazem conexão vascular com o caule, preferencialmente, na posição do raio vascular (Fig. 4b-d).

O teste com lugol evidenciou a presença de amido na medula do caule de *C. brevipes* (Fig. 4e), ao contrário do observado em *C. tweedii* (Fig. 4f), na qual não foi observada a presença de amido na medula. Já o teste com

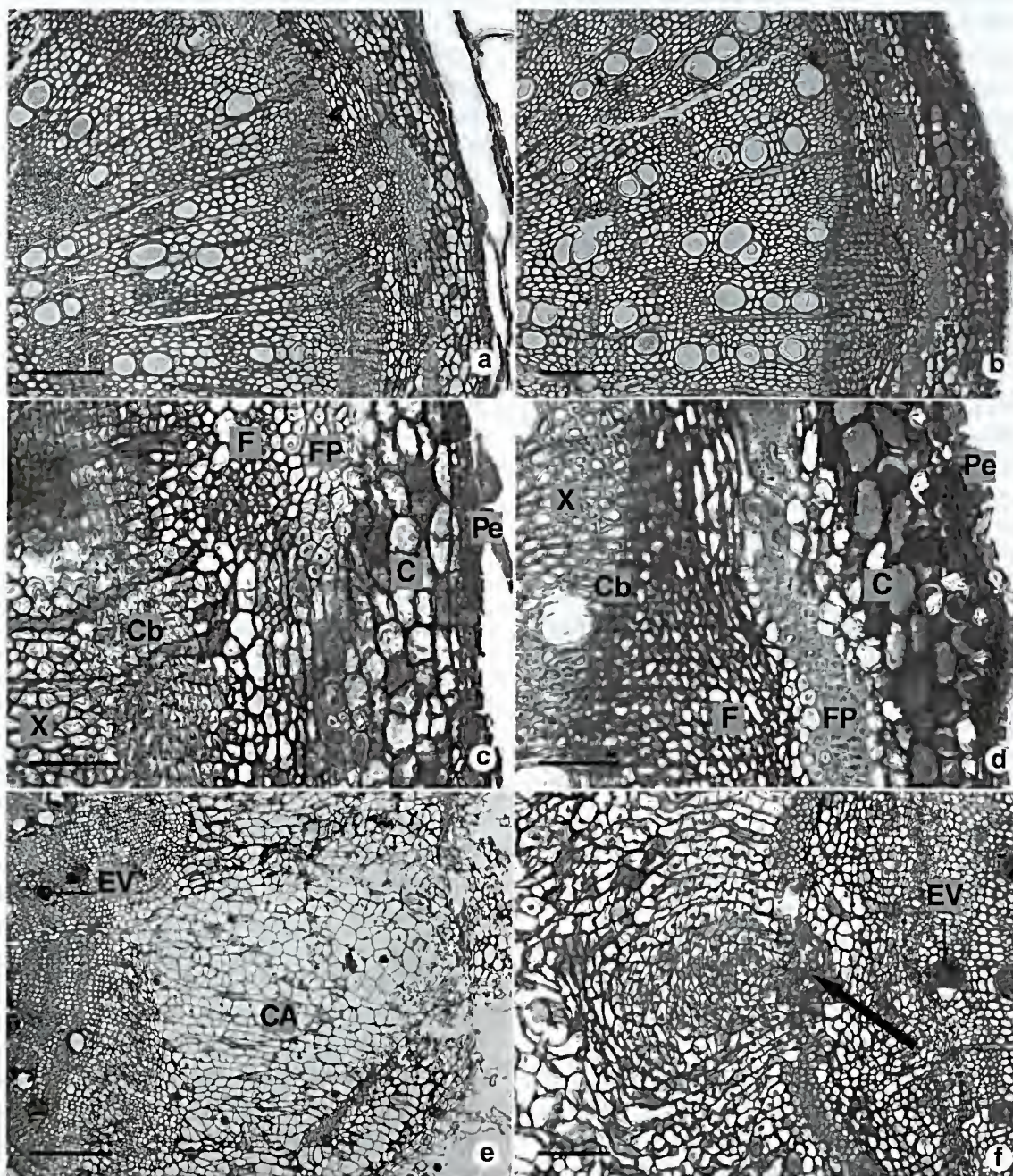



Figura 1 – Secções transversais de estacas caulinares de duas espécies de *Calliandra* – a, c. vista geral e detalhe de *C. brevipes* no dia 0 da instalação do experimento; b, d. vista geral e detalhe de *C. tweedii* no dia 0 da instalação do experimento; e-f. no 65° dia após a instalação do experimento: e. *C. tweedii* com calo evidente devido a proliferação celular internamente as fibras pericíclicas; f. *C. tweedii*, início do desenvolvimento do primórdio radicular com origem provavelmente da região externa do floema junto ao periciclo nas regiões onde não ocorreu a proliferação de calo. (C = córtex; CA = calo; Cb = câmbio; EV = elementos de vaso obliterados; F = floema; FP = fibras pericíclicas; Pe = periderme; X = xilema secundário). Barra = 100 µm (a, b, f); 50 µm (c-d); 200µm (e).

cloreto férrico revelou a presença de compostos fenólicos hidrofílicos na região da medula e córtex de ambas as espécies.

C. brevipes apresentou valores significativamente superiores para as variáveis porcentagem de estacas enraizadas (Fig. 2) e número de raízes por estacas (Fig. 5) e valores inferiores para a variável porcentagem de estacas mortas (Fig. 3). Esses resultados demonstram a eficiência de enraizamento dessa espécie em relação a *C. tweedii*.

Figura 2 – Porcentagem de estacas vivas enraizadas de *C. brevipes* e *C. tweedii*, nos diferentes tratamentos com o fitorregulador AIB, no 65° dia após a instalação do experimento. Médias seguidas pela mesma letra minúscula não diferem estatisticamente para as concentrações de AIB e as letras maiúsculas para a comparação entre espécies ao nível de 95%.

Figura 3 – Porcentagem de estacas mortas de *C. brevipes* e *C. tweedii*, nos diferentes tratamentos com o fitorregulador AIB, no 65° dia após a instalação do experimento. Médias seguidas pela mesma letra minúscula não diferem estatisticamente para as concentrações de AIB e as letras maiúsculas para a comparação entre espécies ao nível de 95%.

Discussão

Segundo Esaú (1976), raízes adventícias são encontradas em todas as plantas vasculares em partes aéreas, como folhas e caules, caules subterrâneos e em regiões da própria raiz. A formação de raízes em partes aéreas das plantas é importante para a propagação vegetativa e geralmente tem origem endógena. Como o observado em ambas as espécies de *Calliandra*, nas quais a origem das raízes adventícias foi direta nos tratamentos com ou sem a aplicação de AIB. Diferindo do observado por Moreira *et al.* (2000), os quais verificaram que a aplicação exógena de AIB altera a origem das raízes adventícias em *Gomphrena macrocephala* A. St.-Hil., sem a aplicação do fitorregulador a origem das raízes era direta pela divisão celular no periciclo. Com a aplicação do fitorregulador a origem das raízes passa a ser tanto direta como indireta. A origem indireta é observada pelo surgimento de meristemóides na periferia de calos, as raízes originadas dessa forma não formam conexão vascular com o caule. Ainda para *Gomphrena macrocephala*, a presença de calos só foi observada em microestacas com a aplicação de AIB. Essa modificação na origem da raiz adventícia também foi observada por De Klerk *et al.* (1990) em microestacas de maça.

A presença do desenvolvimento de calos em *C. tweedii* parece ser um pré-requisito para a formação de raízes adventícias e a aplicação exógena de 2000 mg.L^{-1} de AIB aumenta a porcentagem de estacas enraizadas (Fig. 2). Segundo Taiz & Zeiger (2004) a auxina estimula as células do periciclo a se dividirem e, gradualmente, formam o primórdio radicular. Schwarz *et al.* (1999) verificaram que as raízes adventícias de *Acacia baileyana* F. Muell. surgem de calos adjacentes ao parênquima do floema. A conexão vascular dessas raízes é estabelecida pela proliferação do raio. Segundo os autores, essa espécie apresenta calos em todos os tratamentos e raízes só foram observadas em estacas com calos.

A origem direta das raízes, em ambas as espécies de *Calliandra*, surgindo da região

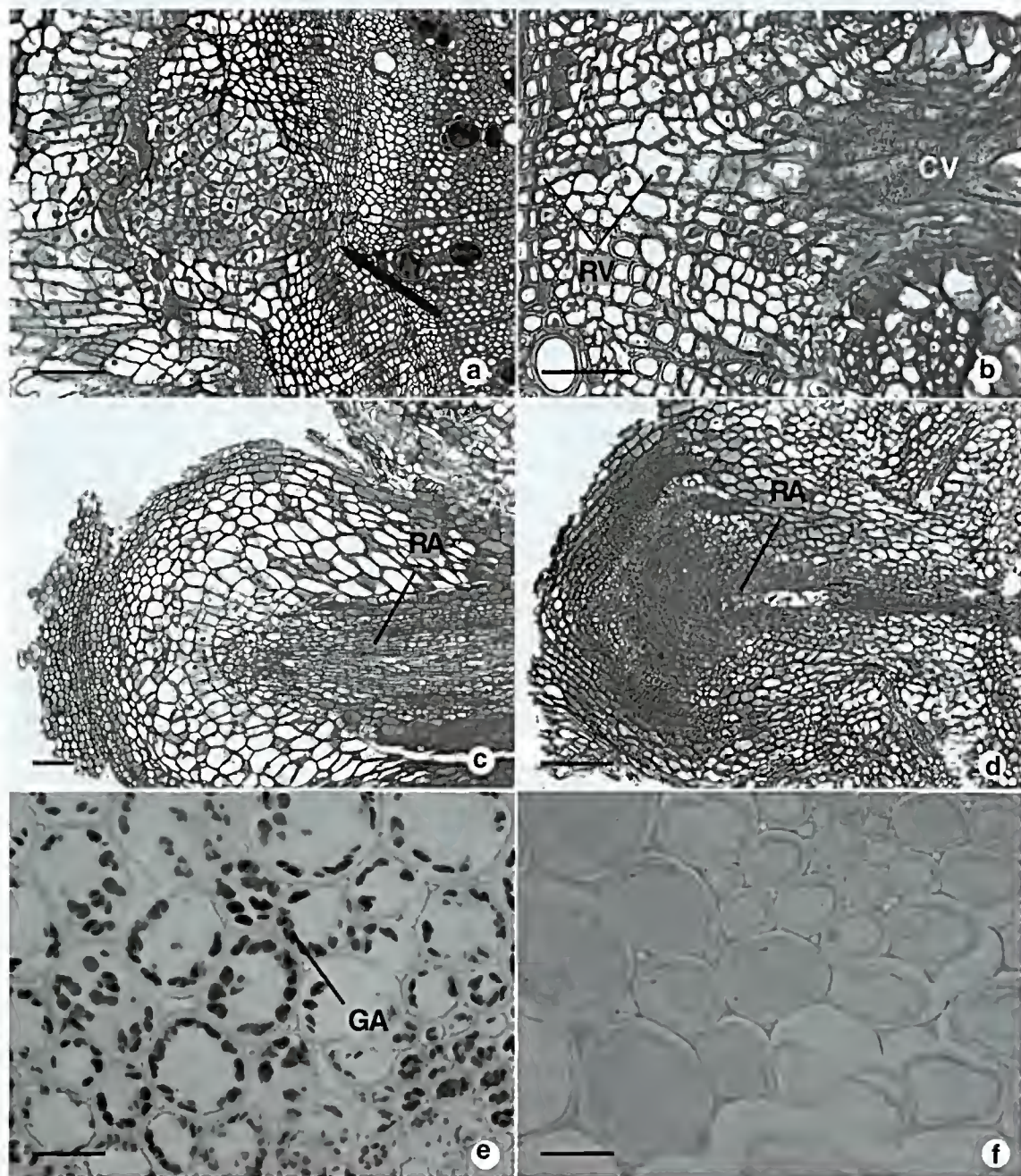



Figura 4 – Secções transversais de estacas caulinares de duas espécies de *Calliandra* no 65º dia após a instalação do experimento. a. *Calliandra tweedii*, início do desenvolvimento do primórdio radicular com origem da região interna do floema secundário próximo ao câmbio (seta); b. *C. brevipes* evidenciando a conexão vascular com a raiz adventícia; c. *C. tweedii*, emergência da raiz adventícia; d. *C. brevipes*, emergência da raiz adventícia; e. *C. brevipes*, teste com lugol evidenciando grânulos de amido na medula; f. *C. tweedii*, teste com lugol revelando a ausência de amido. (CV = conexão vascular; GA = grânulos de amido; RA = raiz adventícia; RV = raio vascular). Barra = 100 µm (a, c-f); 50 µm (v).

externa do floema junto ao periciclo ou da região interna do floema secundário próximo ao câmbio também foi registrada para outras espécies. Hilaire *et al.* (1996) observaram que a origem das raízes adventícias em *Mussaenda erythrophylla* Schumach. & Thonn. ocorre a partir de células do parênquima do floema próximas à região do câmbio vascular. Os autores afirmam que isto indica a capacidade das células do parênquima do floema se desdiferenciarem e tornarem-se meristemáticas. No entanto, outros autores citam a origem da raiz a partir do câmbio vascular como registrado para o caqui japonês, *Diospyros kaki* Thunb. (Tetsumura *et al.* 2001), e para castanheira-da-índia, *Castanea sativa* Mill. (Vieitez *et al.* 1980).

A aplicação exógena de AIB não influenciou a porcentagem de enraizamento de *C. brevipes* (Fig. 2). Ao contrário do observado em *C. tweedii*, na qual a aplicação de 2000 $mg.L^{-1}$ de AIB elevou significativamente a porcentagem de enraizamento em relação à testemunha, respectivamente de 23,33 % para 56,67% (Fig. 2). Portanto, um dos possíveis fatores limitantes ao enraizamento nessa espécie é a concentração de auxina. Pois segundo Hartmann *et al.* (2002), para que ocorra a formação de raízes adventícias em estacas é necessária a presença de auxinas, de co-fatores, como o boro, de carboidratos e a ausência de substâncias inibidoras.

O número de raízes em *C. brevipes* foi mais elevado com a aplicação do fitorregulador, porém em *C. tweedii* somente com a aplicação de 1.000 $mg.L^{-1}$ o resultado foi superior a testemunha (Fig. 5). Carvalho-Oliveira *et al.* (2003) não obtiveram estacas enraizadas de *C. tweedii* nos tratamentos com AIB nas formas de solução e talco nas concentrações de 0, 1.000 e 2.000 $mg.L^{-1}$ e com substrato casca de arroz carbonizada. Já Lima *et al.* (2006), obteviveram 13,33% das estacas de *C. tweedii* enraizadas utilizando 1500 $mg.L^{-1}$ de ácido naftaleno acético (ANA). Estes últimos autores, estudando a capacidade de enraizamento de *C. tweedii* e de *Calliandra selloi* J.F. Macbr., também verificaram a baixa capacidade de

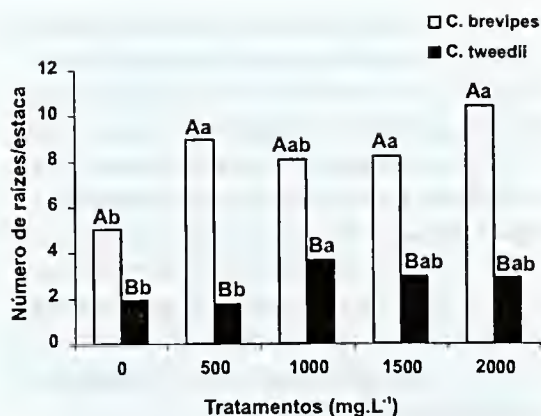



Figura 5 – Número de raízes por estaca de *C. brevipes* e *C. tweedii*, nos diferentes tratamentos com o fitorregulador AIB, no 65° dia após a instalação do experimento. Médias seguidas pela mesma letra minúscula não diferem estatisticamente para as concentrações de AIB e as letras maiúsculas para a comparação entre espécies ao nível de 95%.

C. tweedii (6,67%) em relação a *C. selloi* (96,67) sem a aplicação de fitorregulador. Os autores ainda citam que é evidente que o desenvolvimento do sistema radicular está diretamente relacionado à capacidade de cada espécie.

A dificuldade de enraizamento de *C. tweedii* em relação a *C. brevipes*, pode ser atribuída à camada contínua de fibras pericíclicas, uma vez que em *C. brevipes* essa camada é descontínua. Concordando, com o observado por Beakbane (1961), que as plantas com dificuldade de enraizamento, normalmente, apresentam fibras esclerenquimáticas próximas ao floema primário. Ono & Rodrigues (1996) e Paiva & Gomes (1993) também verificaram que a diferença entre variedades de fácil ou difícil enraizamento pode estar inversamente relacionada com a continuidade da camada de esclerênquima. Mayer *et al.* (2006), relacionou a baixa capacidade de enraizamento de *Vitis rotundifolia* Michx. cv. Topsail às características anatômicas deste cultivar: como a presença de calotas de fibras do floema primário; floema secundário reduzido com faixas radiais de fibras envolvendo o parênquima axial e os elementos condutores; raios estreitos e a maior concentração de compostos fenólicos, principalmente no raio.

A presença de amido também pode ter influenciado a formação de raízes, já que *C. brevipes* armazena grânulos de amido na medula (Fig. 4e), ao contrário do observado em *C. tweedii* (Fig. 4f). Concordando com a afirmação de Hess (1969), na qual a presença de carboidratos é essencial para a formação das raízes adventícias. Além disso, Paiva & Gomes (1993) e Hartmann *et al.* (2002) também afirmam que para uma elevada taxa de enraizamento é necessário um alto teor de carboidratos e um baixo teor de nitrogênio na planta matriz.

O teste microquímico com cloreto férrico revelou a presença de compostos fenólicos em ambas às espécies de forma semelhante. Portanto, esses compostos não devem ter sido o fator limitante à formação de raiz. No entanto, de acordo com Bartolini *et al.* (1991) e Ono & Rodrigues (1996), os compostos fenólicos podem tanto estimular como inibir a formação da raiz na estaca. Sendo assim, seria necessário definir se os compostos observados são monofenóis ou polifenóis.

Com base nos dados obtidos conclui-se que o AIB não influenciou o enraizamento de *C. brevipes,* ao contrário de *C. tweedii*, na qual elevou-se a porcentagem de enraizamento em relação à testemunha com a aplicação exógena de 2000 $mg.L^{-1}$ de AIB. Nesta última espécie, a baixa porcentagem de enraizamento observada em condições experimentais, pode estar associada à presença da camada contínua de fibras pericíclicas e a ausência de armazenamento de amido.

Referências Bibliográficas

Altamura, M. M. 1996. Root histogenesis in herbaceous and woody explants cultured *in vitro*. A critical review. Agronomie 16: 589-602.

Audus, L. J. 1963. Plant growth substances. 2. ed. Intersciences, New York.

Bartolini, G.; Taponi, M. A. & Santini, L. 1991. Propagation by cuttings of 2 Vitis rootstocks – diffusion of endogenous phenolic compounds into the dipping waters. Journal of Experimental Botany 52: 9-15.

Beackbane, A. B. 1961. Structure of the plant stem in relation to adventitious rooting. Nature 192: 954-955.

Casagrande, J. G Jr.; Dutra, F. L.; Tonietto, A.; Nachtigal, J. C. & Strelow, E. 2000. Efeito do estiolamento de ramos e do AIB no enraizamento de estacas herbáceas de jabuticabeira. Revista Brasileira de Agrociência 6(1): 24-26.

Carvalho-Oliveira, M. M. C.; Alcantara, G. B.; Cunha, M. R.; Denega, S. & Zuffellato-Ribas, K. C. 2003. Efeito do ácido indol butiríco (IBA) no enraizamento de estacas caulinares de *Calliandra tweedii* BENTH. *In*: IX Congresso Brasileiro de Fisiologia Vegetal. Atibaia-SP, 242p.

De Klerk, G. J.; Keppel, M.; Ter Brugge, J. & Meekes, H. 1990. Timing of the phases in adventitious root formation in apple microcuttings. Journal of Experimental Botany 46: 965-972.

Esau, K. 1976. Anatomy of seed plants. 3th ed. John Willey and Sons, New York.

Feder, N. & O'Brien. T. P. 1968. Plant microtechnique: some principles and new methods. American Journal of Botany 55(1): 123-142.

Hartmann, H. T.; Kester, D. E. 2002. Plant propagation: principles and pratices. 7th ed. Prentice Hall, New Jersey, 880p.

Hess, C. E. 1969. Internal and external factors regulating root initiation; root growth. Buttersworth, London.

Hilaire, R. St.; Berwart, C. A. F. & Pérez-Muñoz, C. A. 1996. Adventitious root formation and development in cuttings of *Mussaenda erythrophylla* L. Schum. & Thonn. HortScience 31(6): 1023-1025.

Johansen, D. A. 1940. Plant microtechnique. MacGraw, New York.

Lima, D. M.; Alcantara, G. B.; Bortolini, Fanti, F. P.; Biasi, L. A.; Quoirin, M.; Koehler, H. S. & Zuffellato-Ribas, K. C. 2006. Substratos e concentrações de ácido naftaleno acético no enraizamento de estacas semilenhosas de *Calliandra selloi* e *Calliandra tweediei.* Scientia Agraria 7: 105-111.

Leitão, A. P. S. 2003. O mercado de flores e plantas ornamentais (Palestra ministrada). *In*: XIV Congresso Brasileiro de Floricultura e Plantas Ornamentais, I Congresso Brasileiro de Cultura de Tecidos de Plantas. Lavras-MG.Pp.2-5.

Lorenzi, H. & Souza H. M. 2001. Plantas ornamentais no Brasil – Arbustivas, herbáceas e trepadeiras. 3 ed. Plantarum, Nova Odessa, 1088p.

Mayer, J. L. S.; Biasi, L. A. & Bona, C. 2006. Capacidade de enraizamento de estacas de quatro cultivares de *Vitis* L. (Vitaceae) relacionada com os aspectos anatômicos. Acta Botânica Brasilica 20(3): 563-568.

Moreira, F. M.; Appezzato-da-Glória, B. & Zaidan, L. B. P. 2000. Anatomical aspects of IBA-treated microcuttings of *Gomphrena macrocephala* St.-Hil. Brasilian Archives of Biology and Technology 43(2): 221-227.

Ono, E. O. & Rodrigues, J. D. 1996. Aspectos da fisiologia do enraizamento de estacas caulinares. Jaboticabal, FUNEP.

Paiva, P. D. O. 2003. Características das principais plantas ornamentais utilizadas em paisagismo. Editora UFLA, Lavras.

Paiva, H. N. & Gomes, J. M. 1993. Propagação vegetativa de espécies florestais. UFV, Viçosa.

Schwarz, L. J.; Glocke, P. L. & Sedgley, M. 1999. Adventitious root formation in *Acácia baileyana* F. Muell. Journal of Horticultural Science & Biotechnology 74(5): 561-565.

Taiz, L. & Zeiger, E. 2004. Fisiologia Vegetal. 3 ed. Artmed, Porto Alegre.

Tetsumura, T.; Tao, R. & Sugiura, A. 2001. Some factors affecting the rooting of softwood cuttings of Japanese persimmon. Journal of the Japanese Society of Horticultural Science 70(3): 275-280.

Thomas, P. & Schiefelbein, J. 2002. Cloning and characterization of an actin depolymerizing factor gene from grape (*Vitis vinifera* L.) expressed during rooting in stem cuttings. Plant Science 162: 283-288.

Vieitez, A. M.; Ballester, A.; Garcia, M. T. & Vieitez E. 1980. Starch depletion and anatomical changes during the rooting of *Castanea sativa* Mill. Scientia Horticulturae 13: 261-266.

Caracterização dos frutos, sementes e germinação de quatro espécies de leguminosas da restinga de Maricá, Rio de Janeiro[1]

Isabele Pagels Gonçalves[2], *Michele da Costa Gama*[2], *Maria Célia Rodrigues Correia*[2,3] & *Heloísa Alves de Lima*[2]

Resumo

(Caracterização dos frutos, sementes e germinação de quatro espécies de leguminosas da restinga de Maricá, Rio de Janeiro) No presente trabalho foi estudada a morfologia dos frutos e das sementes e características de plântulas de: *Canavalia rosea*, *Ormosia arborea*, *Pithecellobium tortum* e *Swartzia apetala* var. *apetala*, de janeiro de 2004 a outubro de 2006, na restinga de Maricá, Rio de Janeiro. As espécies possuem frutos deiscentes com dispersão autocórica. As sementes de *S. apetala* var. *apetala* sugerem também dispersão zoocórica pela presença de um arilo. As sementes recém-coletadas apresentam médias altas de germinação: *C. rosea* (99%), *O. arborea* (100%), *P. tortum* (75%) e *S. apetala* var. *apetala* (93%), entretanto, no habitat natural, só foram encontradas plântulas de *C. rosea*. A germinação é criptocotiledonar em *O. arborea* e *S. apetala* var. *apetala* e fanerocotiledonar em *C. rosea* e *P. tortum*.

Palavras-chave: Leguminosae, Fabaceae, morfologia, fisiologia de sementes, dispersão de sementes, *Canavalia, Ormosia, Pithecellobium, Swartzia.*

Abstract

(Fruit, seed and seedling studies of four species of legume in the restinga of Maricá, Rio de Janeiro) The morphology of fruits, seeds and seedlings of *Canavalia rosea*, *Ormosia arborea*, *Pithecellobium tortum* and *Swartzia apetala* var. *apetala* in the "restinga" of Maricá, state of Rio de Janeiro was studied between January 2004 and October 2006. All species present dehiscent fruits and autochorous dispersial, but the seeds of *S. apetala* var. *apetala* also suggest zoochorous dispersial by the presence of an aril. Newly collected seeds show high germination success: *C. rosea* (99%), *O. arborea* (100%), *P. tortum* (93%) and *S. apetala* var. *apetala* (75%), however, the only seedlings found in the natural *habitat* were of *C. rosea*. Cryptocotylar seedling was recorded for *O. arborea* and *S. apetala* var. *apetala*. while phanerocotylar seedling was observed in *C. rosea* and *P. tortum*.

Key words: Leguminosae, Fabaceae, morphology, seed physiology, seed dispersal. *Canavalia, Ormosia, Pithecellobium, Swartzia.*

Introdução

Leguminosae, uma das maiores famílias dentre as angiospermas, apresenta ampla distribuição geográfica e tem incalculável importância econômica (Arroyo 1981). Pereira & Araújo (2000) e Pereira *et al.* (2001) destacam-na como a mais importante família botânica das restingas dos estados do Espírito Santo e Rio de Janeiro, com 96 espécies. A predominância das leguminosas é também assinalada em vários levantamentos florísticos: nas florestas tropicais por Gentry (1982), na mata atlântica por Barros *et al.* (1991) e no Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba, que envolve os municípios de Carapebus, Quissamã e Macaé (Araújo *et al.* 2001). Na restinga de Maricá, a família está representada por 28 espécies (Silva & Oliveira 1989).

Pesquisas sobre a germinação de sementes e o conhecimento morfológico de plântulas podem fornecer uma ferramenta de grande utilidade na identificação de espécies, além de complementar estudos de ecologia, agronomia e taxonomia (Parra 1984, Oliveira 1993, Silva 2003). Segundo Oliveira (2001), devido ao grande número de espécies de leguminosas, fica

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 04/2008.

[1]Parte do projeto "Germinação das sementes e caracterização das plântulas de espécies das restingas do estado do Rio de Janeiro".

[2]Laboratório de Biologia Reprodutiva, Departamento de Botânica do Museu Nacional/UFRJ, Quinta da Boa Vista s/nº, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[3]Autor para correspondência: mcorreia@acd.ufrj.br

evidente a existência de problemas taxonômicos e impasses filogenéticos, que a análise tradicional de órgãos vegetativos e florais é insuficiente para solucionar. Desta forma, a autora salienta a importância de estudos de frutos, sementes, plântulas e plantas jovens, não somente com propósitos taxonômicos, filogenéticos ou ecológicos, mas, sobretudo, como contribuição para o conhecimento das espécies desta família.

Informações sobre a germinação das sementes de restinga podem contribuir para a preservação das espécies neste ecossistema e são essenciais para proteger muitas espécies contra a ameaça de extinção. O reconhecimento de plântulas e de plantas jovens no ecossistema restinga pode ser de grande valor para estabelecer a dinâmica de populações presentes, já que a fase de plântula é crítica e pouco conhecida, principalmente para este ambiente (Zamith & Scarano 2004).

As restingas são ecossistemas muito bem representados em todo o litoral do Brasil. Porém, apesar de ser um tipo de ambiente único, de imensa biodiversidade e de beleza natural, é muito descaracterizado ou até, por muitas vezes, totalmente dizimado. Em virtude da localização privilegiada, a restinga sofre com a especulação imobiliária em grande escala, que vem alterando significativamente tanto a estrutura da vegetação como a composição florística.

Neste contexto, este trabalho visa conhecer as médias de germinação e os estudos de desenvolvimento das plântulas de: *Canavalia rosea* (feijão-da-praia" ou "cipó-da-praia"), *Ormosia arborea* ("olho-de-cabra", "olho-de-boi" ou "pau-ripa"), *Pithecellobium tortum* ("vinhático-de-espinho") e *Swartzia apetala*.

Material e Métodos

Os trabalhos de campo comprcenderam excursões quinzcnais à área de cstudo, de janeiro/2004 a outubro/2006, para: dcmarcação das áreas de observação; registro dos períodos de floração e de frutificação c acompanhamento destes eventos; coleta de frutos maduros e de sementes; e localização de plântulas das espécies em estudo, sendo realizada uma varredura de cerca de 1 km^2 na área de ocorrência das espécies, incluindo moitas e áreas desnudas.

Os frutos obtidos de polinizações naturais (controle) das espécies em estudo foram ensacados com sacos de filó no início do desenvolvimento e mensurados a cada excursão. Quando maduros, os frutos foram analisados quanto ao tamanho e quantidade de sementes. As sementes foram contadas, mensuradas e analisadas sob microscópio estereoscópio. Foram consideradas sementes viáveis aquelas que continham embrião; e abortadas ou inviáveis as mal formadas, muito pequenas ou sem embrião. Para *C. rosea* foi avaliada a incidência de formação de frutos ao longo da inflorescência (N=181 frutos).

Para a germinação das sementes e desenvolvimento de plântulas foram efetuados experimentos em condições ambientais. Sementes foram colocadas para germinar em placas de Petri com15 cm de diâmetro, forradas com papel de filtro e umedecidas com água destilada. Para *C. rosea* também foram usados substratos de vermiculita, areia e terra vegetal. Os experimentos foram acompanhados diariamente e mantidos umedecidos com água destilada, durante todo o período em que houve germinação de sementes.

As sementes usadas nos experimentos de germinação foram retiradas, manualmente, de vários frutos e colocadas para germinar nos dias subseqüentes às coletas de campo. O número das sementes em cada amostra variou de 12 a 37, de acordo com a disponibilidade das mesmas.

Considerou-se o início da germinação como a data em que há o rompimento dos tegumentos e a emergência da raiz principal. A definição de plântula usada foi a de Parra (1984), que inclui todos os estádios de dcsenvolvimento desde a emergência da raiz principal até o aparecimento do primeiro

metáfilo. Cada estádio do desenvolvimento foi desenhado ou fotografado e anotado o número de dias decorridos, nesta ordem: aparecimento da raiz principal, dos cotilédones, das primeiras folhas, do tempo que os cotilédones ficam exauridos e secam.

Na germinação das sementes de *O. arborea*, que possuem tegumento resistente, além de sementes sem nenhum tratamento foram testadas sementes escarificadas (lixadas). Para o teste com sementes de *S. apetala* var. *apetala*, o arilo que envolve o tegumento da semente foi retirado manualmente. Para a germinação das sementes de *C. rosea* foram ainda realizados outros dois experimentos: 1. Sementes coletadas diretamente da areia no *habitat* natural: sementes expostas ao sol intenso, ventos e chuvas, por um período não determinado (N=37); 2. Testes de soterramento de sementes em laboratório: sementes foram colocadas para germinar no fundo de copos, com substrato de areia (trazida da restinga de Maricá), a profundidades de 5 cm (N=5), 10 cm (N=5) e 20 cm (N=5).

Plântulas de *C. rosea*, com cerca 30 cm de altura, foram transplantadas para canteiros (expostas diretamente à luz do sol), e para sacos plásticos mantidos em casa de vegetação (expostas a mais sombreamento). O substrato usado foi uma mistura de terra vegetal com areia da praia. Após 35 dias, cinco plântulas de *C. rosea* dos canteiros e da casa de vegetação foram analisadas quanto ao sistema radicular.

Resultados

1. *Canavalia rosea* (Sw.) DC.

Na restinga de Maricá *C. rosea* é uma leguminosa muito freqüente na zona psamófita-reptante. Nesta comunidade, divide seu habitat principalmente com *Iresine portulacoides* Moq. (Portulacaceae), *Sporobulus virginicus* Kunth (Poaceae), *Pilosocereus arrabidae* (Lem.) Byles & Rowl (Cactaceae), *Ipomoea pes-caprae* (L.) Sweet e *Ipomoea imperati* (Vahl) Griseb. (Convolvulaceae).

Canavalia rosea por apresentar hábito estolonífero, folhas trifolioladas de cor verde clara e flores rosa destaca-se bem entre as outras plantas da zona psamófita-reptante. Seu hábito permite que ramificações cresçam em direção à comunidade de halófitas onde ficam mais expostas às águas das marés e à forte ação eólica.

As flores de *C. rosea* são zigomorfas, hermafroditas, nectaríferas, odoríferas (odor doce bem suave) e reúnem-se em inflorescências racemosas do tipo cacho. A espécie apresenta floração nos meses de março a maio, destacando-se um número maior de flores em fim de março e abril; o desenvolvimento dos frutos ocorre de março a junho.

Os frutos de *C. rosea* são legumes, com média de 12,4 cm de comprimento (N=100; dp=1,90), de pericarpo grosso e de coloração verde por todo seu desenvolvimento, que se estende por quatro meses (Fig. 1a). Ao fim deste período, o fruto apresenta a cor marrom, entretanto, permanece ainda preso à inflorescência por mais um ou dois meses (Fig. 1b), quando racha, expondo as sementes e dispersando-as sobre o solo da restinga (Fig. 1c, d, e).

A formação dos frutos no eixo da inflorescência varia, sendo observados 51% de frutos na base, 28% no centro e 21% no ápice (N=181 frutos). O número de sementes por fruto apresenta média de 6,59 (N=100; dp=1,23). As sementes são ovóides com tegumento espesso de coloração castanha, com pequenas manchas de tonalidade mais clara (Fig. 2a, a') e medem em média 1,5 cm de comprimento (N=10; dp=0,05).

1.1. Desenvolvimento das plântulas de *Canavalia rosea*

Sementes recém coletadas de frutos maduros de *C. rosea* apresentaram percentuais altos de germinação em todos os substratos testados: 96,6% em papel de filtro (N=30), 100% em areia (N=18), 100% em terra vegetal (N=18) e 100% em vermiculita (N=12).

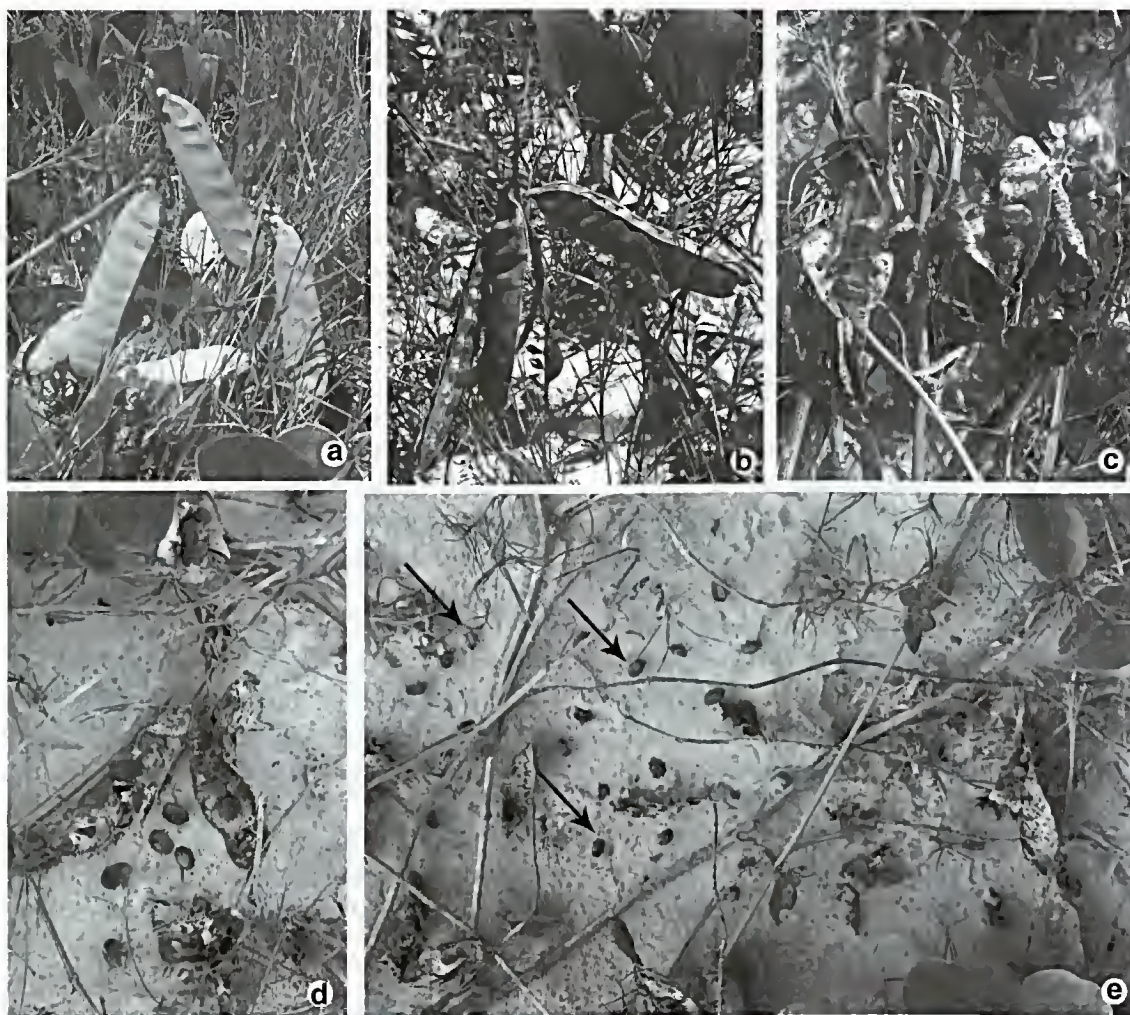



Figura 1 – a-e. *Canavalia rosea* (SW.) DC. – a. frutos em desenvolvimento; b. frutos maduros; c. frutos abertos liberando as sementes; d. frutos em decomposição na areia; e. sementes dispersas na areia (setas).

Canavalia rosea apresenta germinação fanerocotiledonar, rompendo o tegumento e emitindo a raiz principal em torno de dois dias (Fig. 2b). As sementes quando colocadas para germinar absorvem muita água, dobrando seu tamanho (Fig. 2b). O hipocótilo é crasso, tem tonalidade verde-clara e seu crescimento é muito rápido (Fig. 2c-d). Com seis dias, a plântula mostra uma curvatura típica do hipocótilo, em forma de joelho, iniciando-se a liberação dos cotilédones (Fig. 2e). Plântulas com oito dias, apresentam 12 cm de altura, cotilédones liberados e raízes secundárias (Fig. 2f). Os cotilédones são verdes, carnosos e medem 2,5 cm de comprimento. Quando os cotilédones encontram-se totalmente livres do tegumento, surgem os eófilos. A plântula com 11 dias mede 22 cm de altura; nesta fase os eófilos encontram-se totalmente expandidos (Fig. 2g). Logo a seguir os cotilédones caem (Fig. 3h). Os eófilos apresentam filotaxia oposta, forma cordiforme com nervação bem marcante, bordos lisos e na base do pecíolo um pulvínulo (Fig. 3h'). A plântula com 13 dias mede 24 cm de altura, apresenta sistema radicular com algumas ramificações, eófilos e folhas definitivas (Fig. 3i). Os metáfilos são trifoliolados, têm pecíolos longos e estípulas pequenas e triangulares. O segundo metáfilo surge pouco depois, com 17 dias (Fig. 3j).

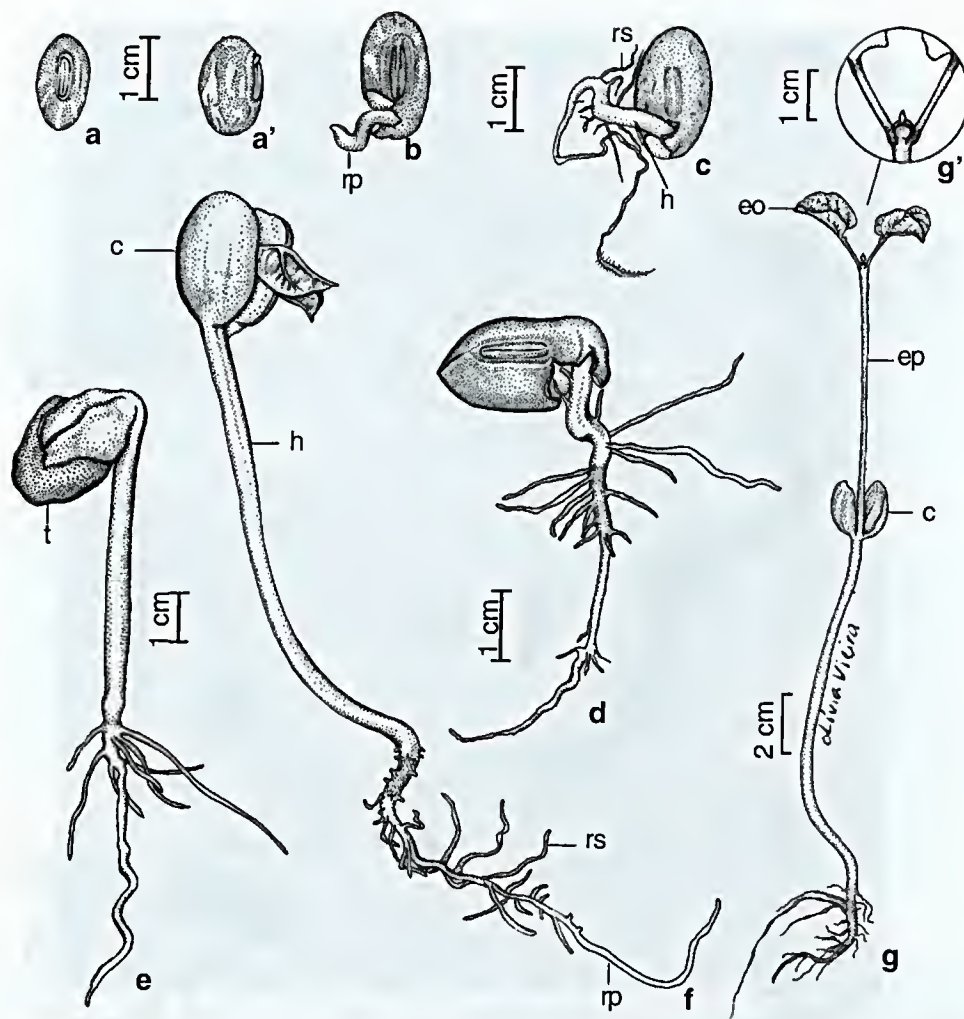



Figura 2 – Desenvolvimento da plântula de *Canavalia rosea* (Sw.) DC. – a. semente em vista frontal; a'. semente em vista lateral; b. Ssemente com aproximadamente o dobro do tamanho natural, com cerca de 2 dias de germinada, mostrando emissão da raiz principal (rp); c. plântula com 4 dias mostra o hipocótilo (h) e surgimento de raízes secundárias (rs); d. plântula com 5 dias com o tegumento da semente se soltando; e. plântula com 6 dias, mostra a curvatura típica do hipocótilo e início da liberação dos cotilédones ainda presos ao tegumento (t); f. plântula com 8 dias, tem os cotilédones livres (c) e início da emissão dos eófilos; g. plântula com 11 dias tem um epicótilo fino (ep), eófilos totalmente distendidos (eo) e início da senescência dos cotilédones (c); g'. detalhe das estípulas presentes entre os eófilos.

Os metáfilos podem surgir tanto da base da inserção dos eófilos quanto de uma haste solitária da mesma inserção (Fig. 3i, j).

Nos experimentos de germinação com sementes coletadas diretamente na areia, a média de germinação registrada foi 84% (N=37), num período de 314 dias.

Os experimentos de germinação com sementes soterradas apresentaram 100% de germinação quando soterradas a 5 cm de profundidade, 80% quando soterradas a 10 cm de profundidade e 0% (nenhuma semente germinada) quando soterradas a 20 cm.

No ambiente natural foram registradas plântulas de *C. rosea* em várias fases de desenvolvimento, com emissão da raiz principal, com os cotilédones e com as primeiras folhas tanto na zona de psamófita-reptante quanto na zona de halófitas (Fig. 4a-c). Nesta última, as plântulas encontravam-se soterradas entre 5 a 10,5 cm de profundidade (Fig. 4d).

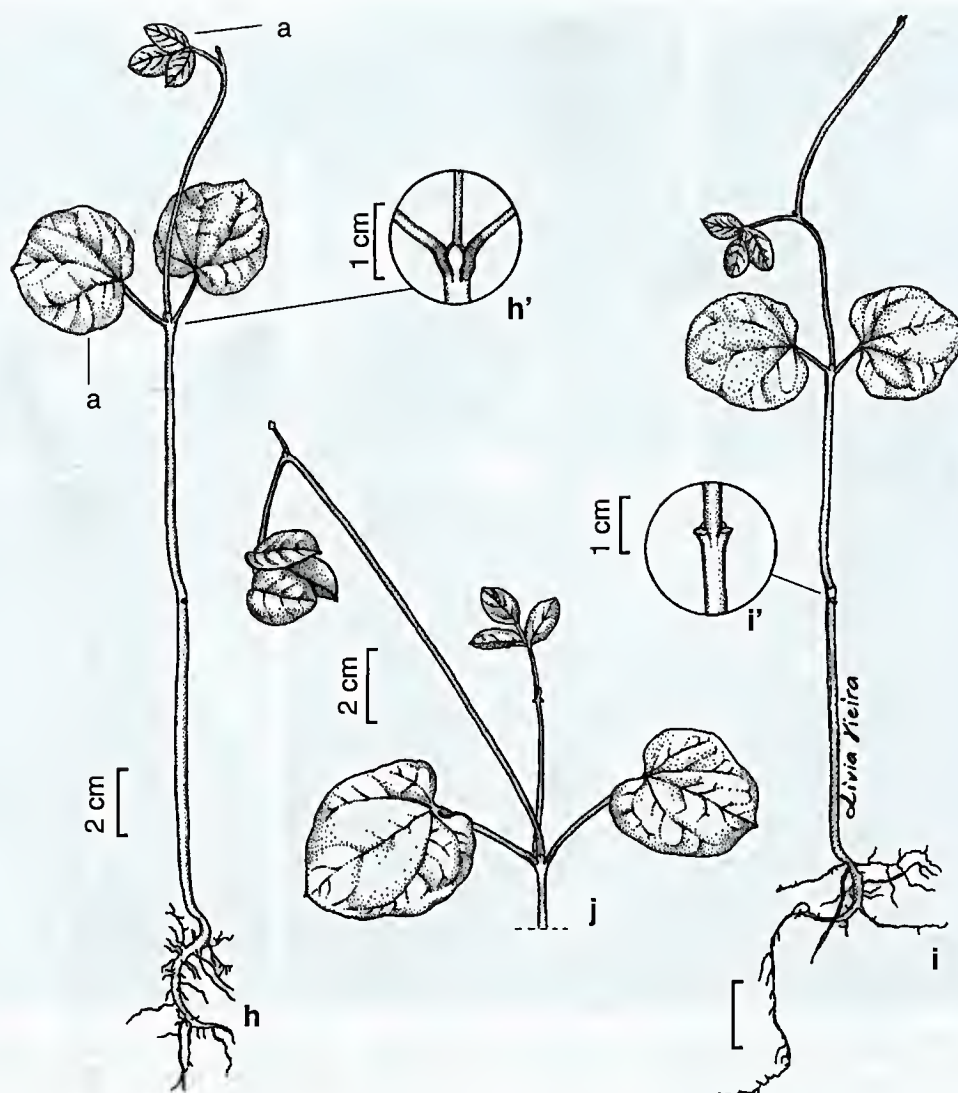



Figura 3 – Desenvolvimento da plântula de *Canavalia rosea* (Sw.) DC – h. plântula com 15 dias mostra os eófilos (eo) completamente desenvolvidos e o início de formação dos metáfilos (m). Neste estádio a plântula perde os cotilédones; h'. detalhe dos pulvínulos dos eófilos; i. plântula com 17 dias apresenta eófilos e metáfilos; i'. detalhe da cicatriz dos cotilédones; j. detalhe do par de eófilos e dos metáfilos trifoliolados. A plântula nesta fase tem 23 dias e uma altura 40 cm.

Plântulas de *C. rosea* cultivadas em canteiros expostos diretamente à luz do sol apresentam nódulos radiciais com cerca de um mês de idade (Fig. 4e).

2. *Ormosia arborea* (Vell.) Harms

Ormosia arborea é uma árvore que se localiza no cordão arenoso interno da restinga de Maricá. As flores de *O. arborea* são zigomorfas, hermafroditas, nectaríferas, levemente odoríferas e reúnem-se em inflorescências racemosas do tipo cacho. Apresenta floração subanual envolvendo os meses de novembro/dezembro/janeiro e os frutos amadurecem, paulatinamente, de fevereiro a outubro/novembro, podendo permanecer já maduros na árvore por alguns meses. Os legumes variam de 3,5 a 8,5 cm de comprimento e 2,5 a 3 cm de largura (N=30), de acordo com o número de sementes (1–4)

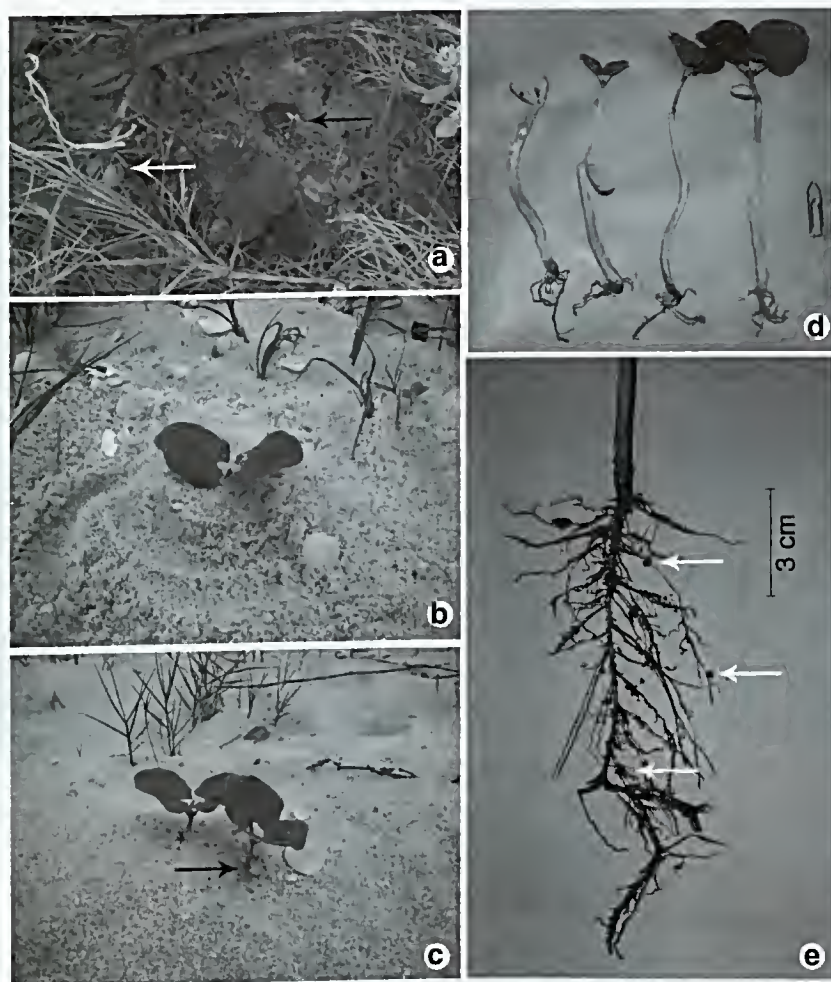



Figura 4 – Plântulas de *Canavalia rosea* (Sw.) DC. – a. na zona psamófita-reptante, com emissão da raiz principal e com os cotilédones (setas); b-c. na zona halófita, soterradas, mostrando os eófilos; d. seqüência de germinação encontrada na zona halófita, notar a espessura e a tonalidade clara do hipocótilo e dos cotilédones; e. detalhe dos nódulos radiciais (setas) em plântulas cultivadas nos canteiros do Horto Botânico do Museu Nacional, com cerca de um mês.

presentes em cada fruto (Fig. 5a-e). Ocorre alto índice de aborto de sementes e de óvulos (Fig. 5b, d, e). As sementes são bicolores (abóbora, parte mais extensa, e preta, Fig. 6a) e apresentam média de 1,2 cm de comprimento (N=30, dp=0,14).

2.1 Desenvolvimento das plântulas de *Ormosia arborea*

O percentual de germinação das sementes de *O. arborea* foi alto, tanto em sementes escarificadas (100%, N=12), quanto em sementes não escarificadas (90%, N=11). A germinação é criptocotiledonar com emissão da raiz principal em cerca de 9 a 12 dias, respectivamente, em sementes escarificadas e não escarificadas (Fig. 6b). O epicótilo é cilíndrico, de cor verde clara, tem superfície pilosa e apresenta crescimento bem rápido (Fig. 6c-f). Os cotilédones são verdes e crassos. A plântula com 26 dias mede 12 cm de altura, apresenta sistema radicular pouco desenvolvido com algumas raízes secundárias e os eófilos (Fig. 6g, h). Estes apresentam filotaxia oposta, forma elíptica com nervuras bem marcantes e bordos ondulados (Fig. 6i, j). Uma plântula com 50 dias mostra a formação do terceiro eófilo, um

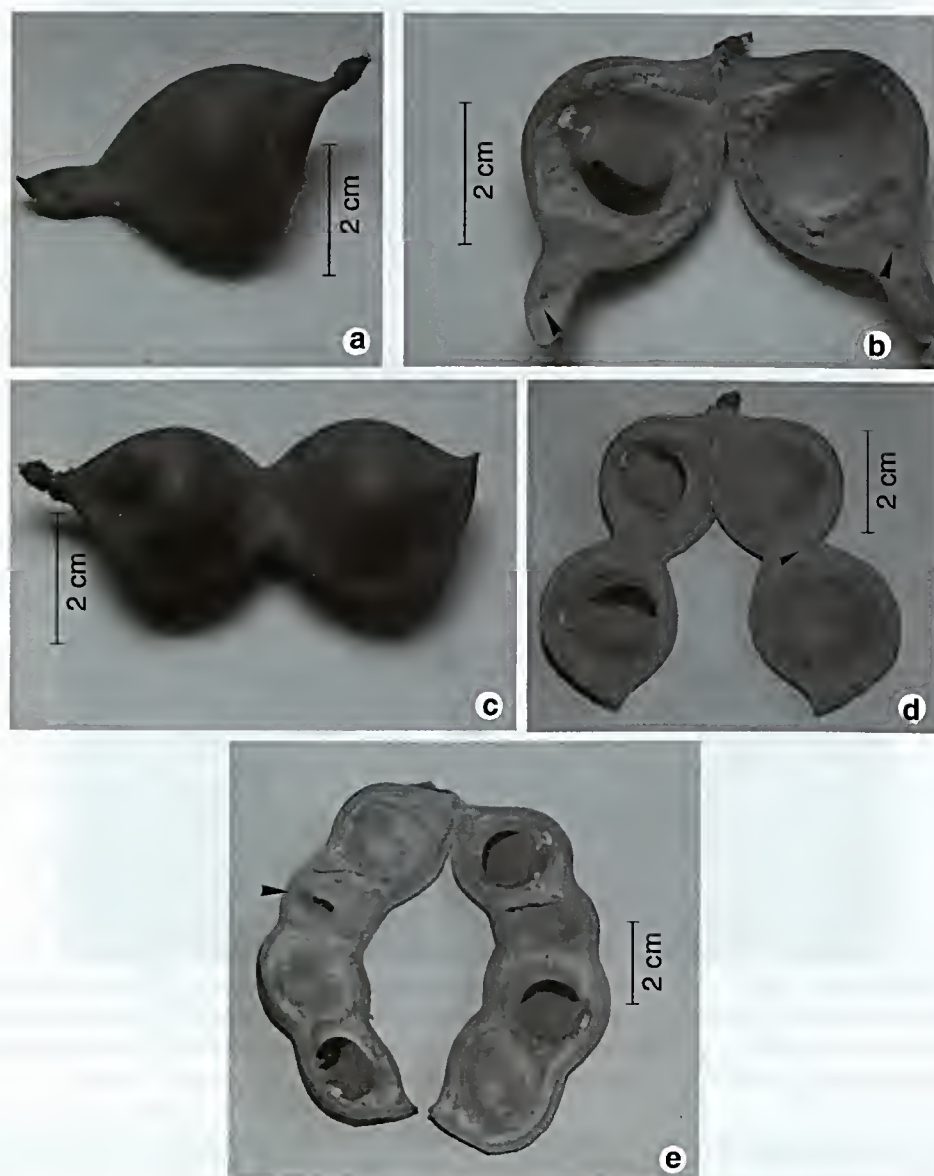



Figura 5 – Frutos de *Ormosia arborea* (Vell.) Harms. – a, c. frutos fechados; b, d. frutos abertos mostrando uma e duas sementes e óvulos não fecundados (setas); e. fruto aberto com três sementes e uma semente abortada (seta).

sistema radicular mais desenvolvido e ainda a presença dos cotilédones, porém já bem diminuídos (Fig. 6k). Com 70 dias os cotilédones murcham. Não foram registradas plântulas de *O. arborea* no habitat natural.

3. *Pithecellobium tortum* Mart.

Pithecellobium tortum é uma arbusto que ocorre próximo à praia, tem porte prostrado, com ramos muito tortuosos e próximos ao solo, formando pequenas moitas. As flores são brancas, hermafroditas, nectaríferas, emitem um odor agradável e doce e são reunidas em sinflorescências.

A floração ocorre em outubro/novembro e a maturação dos frutos em agosto/setembro com a planta quase totalmente destituída de sua folhagem. Os frutos são legumes helicoidais

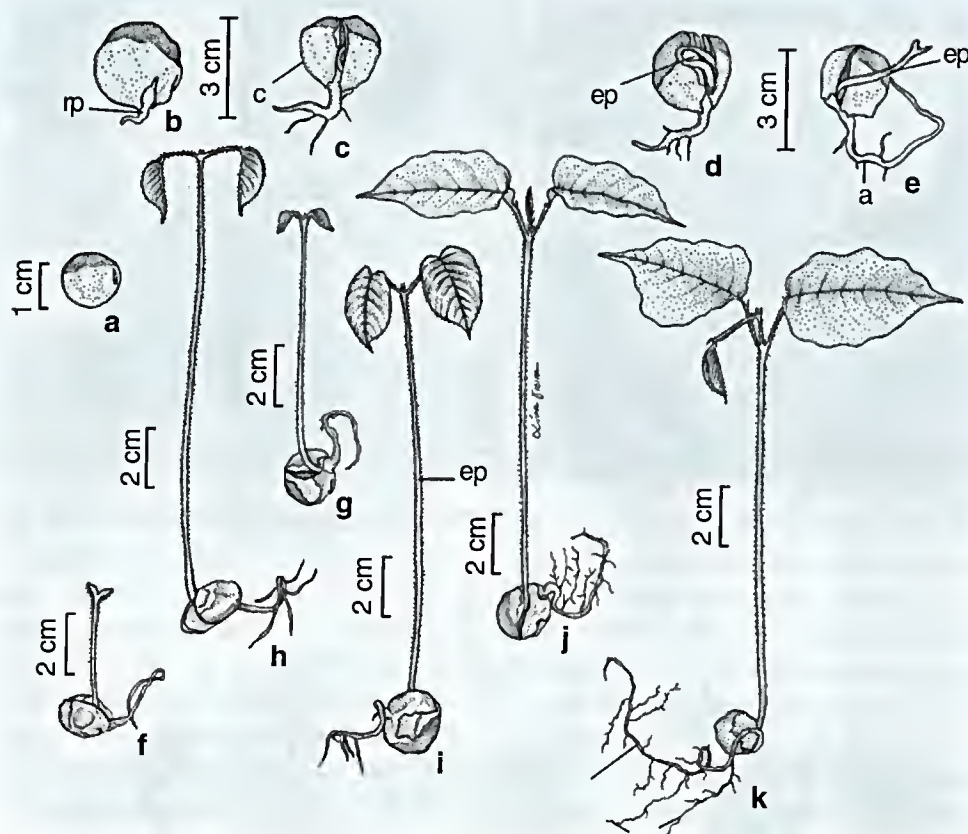



Figura 6 – Desenvolvimento da plântula de *Ormosia arborea* (Vell.) Harms. – a. semente; b. semente com 9 dias, surgindo a raiz principal (rp); c. plântula com 12 dias, mostrando cotilédones (c); d-f. plântulas com 13 dias a 16 dias mostrando o desenvolvimento do epicótilo (ep); g-i. plântulas com 20 a 26 dias, mostrando o epicótilo (ep) e os eófilos; j. plântula com os eófilos totalmente desenvolvidos, notar a intensa pilosidade do epicótilo e surgimento de raízes secundárias; k. plântula com 60 dias, 20 cm de altura, mostrando primeiro e segundo pares de eófilos, raiz principal (rp) e raízes secundárias (rs). Observar nesta fase o início da senescência dos cotilédones.

deiscentes, de coloração verde escura que passa a marrom com a maturidade, possuindo um odor forte e agradável (Fig. 7a, b). Os frutos apresentam em média 3,7 cm de comprimento (N=28, dp=0,49) e contêm em média 14 sementes (N=28, dp=7,6). Estas são ovóides, de coloração acinzentada com uma mancha escura no centro da semente, no sentido longitudinal, e têm média de 0,5 cm de comprimento (N=50, dp=0,05, Fig. 8a). Nos frutos analisados foram observados aborto e predação de sementes.

3.1 Desenvolvimento das plântulas de *Pithecellobium tortum*

O percentual de germinação registrado em *P. tortum* foi de 75% (N=20). A germinação é fanerocotiledonar com emissão da raiz principal em cerca de quatro dias (Fig. 8b). Após cinco dias, inicia-se o desenvolvimento do hipocótilo (Fig. 8c). A plântula com 13 dias já mostra o início de liberação dos cotilédones do tegumento, nesta fase o hipocótilo cresce bem rápido, tem superfície lisa e aspecto frágil (Fig. 8d, e). Com 15 dias os cotilédones estão

Figura 7 – Frutos de *Pithecellobium tortum* Mart. – a. em desenvolvimento; b. variação de tamanho em frutos abertos.

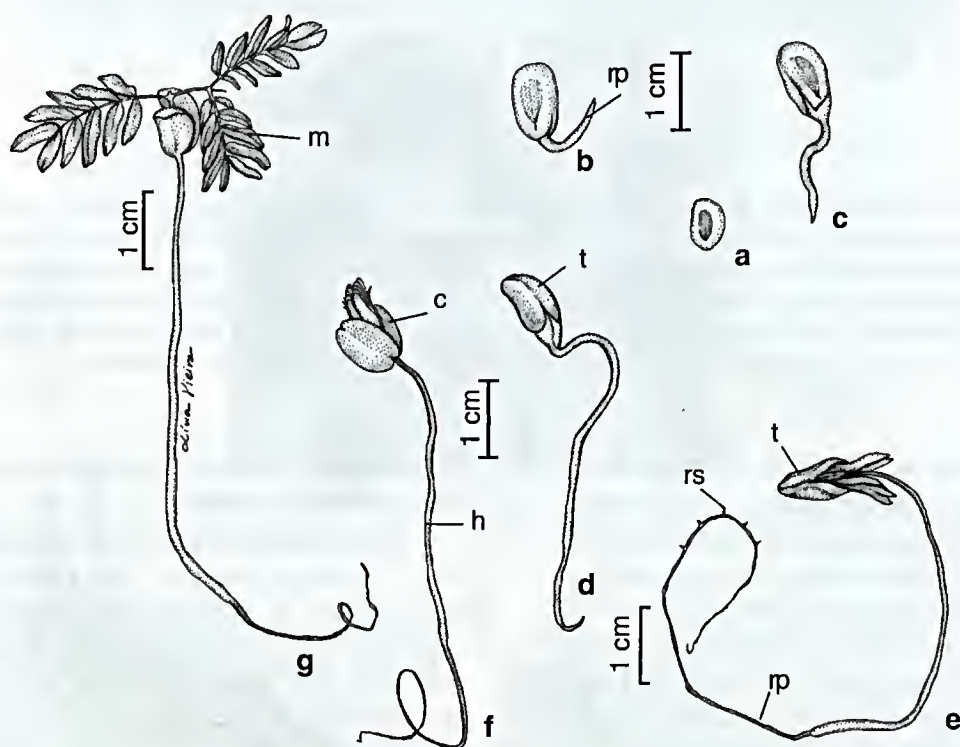



Figura 8 – Desenvolvimento da plântula de *Pithecellobium tortum* Mart. – a. semente; b. semente com cerca de 4 dias de germinada emitindo a raiz principal (rp); c. plântula com 5 dias mostrando início de emissão do hipocótilo; d. plântula com 10 dias com o hipocótilo bem alongado e cotilédones protegidos pelo tegumento (t); e. plântula com 15 dias mostrando início de liberação dos cotilédones do tegumento (t), raiz principal longa (rp) e raízes secundárias (rs); f. plântula com 16 dias, mostrando os cotilédones livres (c) e início do surgimento dos metáfilos; g. plântula com 30 dias, 12 cm de altura, com metáfilos (m) totalmente distendidos.

completamente expandidos e observa-se o início do surgimento dos metáfilos paripenados (Fig. 8f). Os cotilédones são pequenos (0,8 cm de comprimento), verdes e carnosos. Com 25 dias a plântula atinge 12 cm de altura e tem os folíolos completamente distendidos (Fig. 8g). Com cerca de 30 dias a plântula perde os cotilédones. Não foram registradas plântulas no habitat natural.

4. *Swartzia apetala* Raddi var. *apetala*

Swartzia apetala var. *apetala* é um arbusto encontrado no cordão arenoso interno da restinga de Maricá. As flores são zigomorfas, hermafroditas, apétalas, odoríferas, possuem cerca de 1,0 cm de comprimento e reúnem-se em inflorescências racemosas. A floração ocorre de novembro a fevereiro e a frutificação a partir de abril a julho. Os frutos são legumes elípticos, de coloração verde (nos três primeiros meses de seu desenvolvimento), passando a alaranjados (do terceiro mês até a deiscência), tornando a planta muito atrativa à longa distância. Os frutos têm em média 2,7 cm de comprimento (N=32, dp=0,35) e possuem uma (63%; N=55), duas (32,7%; N=55) ou três sementes (3,6%; N=55). Observa-se que o comprimento do fruto não varia com a presença de uma ou mais sementes (Fig. 9a-c). Ocasionalmente foram observadas sementes abortadas (Fig. 9d).

As sementes apresentam forma próxima à ovóide, são de cor preta com um tegumento brilhante e possuem um arilo de cor branca na parte superior da semente (Fig. 10a). As sementes têm em média 1,8 cm de comprimento (N=56, dp=0,51).

4.1 Desenvolvimento das plântulas de *Swartzia apetala* var. *apetala*

O percentual de germinação registrado em *S. apetala* var. *apetala* foi de 93% (N=35). A germinação é criptocotiledonar, com emissão da raiz principal em torno de 21 dias (Fig. 10b). As sementes quando colocadas para germinar absorvem muita água, dobrando seu tamanho (Fig. 10c). A plântula com cerca de 20 dias apresenta a raiz principal bem desenvolvida alcançando até 5,0 cm de comprimento, nesta fase, já se

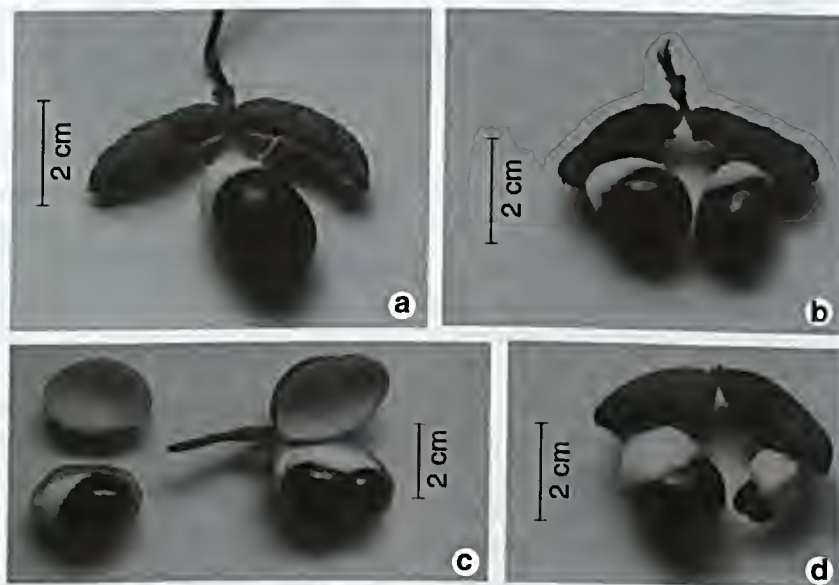



Figura 9 – Frutos de *Swartzia apetala* Raddi var. *apetala* – a. com uma só semente pêndula pelo funículo, notar a cor preta brilhante contrastando com o arilo branco; b. com duas sementes; c. similaridade dos tamanhos de frutos com uma e duas sementes; d. fruto mostrando aborto de uma das sementes.

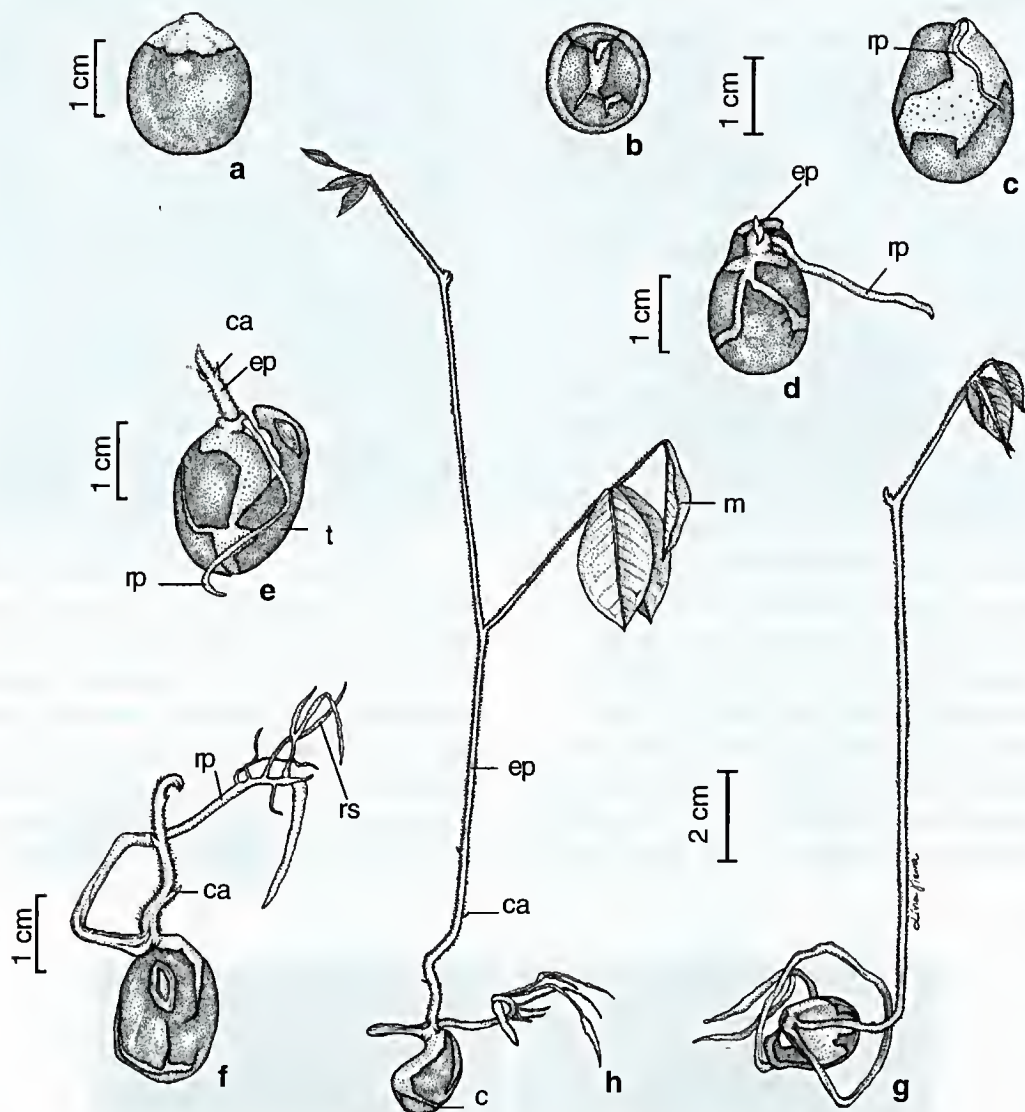



Figura 10 – Estudos do desenvolvimento da plântula de *Swartzia apetala* Raddi var. *apetala* – a. semente com arilo; b. semente com o tegumento rachado; c. semente com 21 dias de germinada, emitindo a raiz principal (rp); d. plântula mostrando o início da emissão do epicótilo (ep) e raiz principal (rp); e. plântula com 24 dias evidenciando o epicótilo que apresenta catáfilos (ca); f. plântula com 30 dias, com três catáfilos (ca) no epicótilo e raízes secundárias (rs); g. plântula com 40 dias, 13 cm de altura, mostrando epicótilo muito piloso e surgimento dos mesófilos; h. plântula com 60 dias, mostrando metáfilos (m), epicótilo piloso, comprido e fino (ep), catáfilos (ca) e cotilédones que começam a diminuir de tamanho (c).

observa nas sementes germinadas o início da emissão do epicótilo (Fig. 10d). Este é cilíndrico, piloso, de cor verde escura, apresenta crescimento lento e produz de três a quatro catáfilos alternos (Fig. 10e-f). A plântula com 26 dias apresenta grande crescimento de raízes secundárias (Fig. 10f). Com 50 dias o epicótilo piloso é bem fino e frágil e bifurca-se, surgindo os eófilos (Fig. 10g). A plântula com cerca de dois meses apresenta quase sempre uma bifurcação no epicótilo, de onde surgem hastes com outros metáfilos. Os metáfilos são trifoliolados, sendo os folíolos sésseis e pulvinulados. A plântula nesta fase tem os cotilédones murchos e 20 cm de altura (Fig. 10h). Após 90 dias, os cotilédones desaparecem. No habitat natural não foram observadas plântulas de *S. apetala* var. *apetala*.

Discussão e Conclusões

Canavalia rosea, *Ormosia arborea*, *Pithecellobium tortum* e *Swartzia apetala* são altamente atrativas pelas suas flores, destacando-se, ainda, pela beleza de seus frutos e sementes. Todas as espécies apresentam frutos deiscentes e sementes com dispersão autocórica. Em *S. apetala*, o contraste de cor entre o pericarpo e a semente, e a presença de um vistoso arilo branco sugerem dispersão biótica, possivelmente por pássaros (Pijl 1972).

A existência de estudos sobre plântulas de leguminosas brasileiras é escassa, muito embora se destaquem os trabalhos de Silva *et al.* (1988), Lima (1989-90), Oliveira & Beltrati (1992), Pereira (1992), Oliveira (1999; 2001) e Rodrigues & Tozzi (2007a,b). Para outras famílias do ambiente restinga, destacam-se os trabalhos de Correia (2002), Correia *et al.* (2005) e Correia & Lima (2006), em espécies de Bignoniaceae e Ferreira & Correia (2005), Ferreira *et al.* (2006) em espécies de Bromeliaceae.

Leguminosae apresenta uma grande diversidade no que se refere ao tipo de germinação das sementes. Neste estudo foram registradas espécies com germinação criptocotiledonar (*O. arborea* e *S. apetala*) e fanerocotiledonar (*C. rosea* e *P. tortum*). Para *Ormosia* há registros de espécies com germinação criptocotiledonar e fanerocotiledonar (Rodrigues & Tozzi 2007b), ao passo que em *Swartzia* parece haver uma uniformidade com relação ao tipo de germinação, com registros de germinação criptocotiledonar também para *S. langsdorffii* Raddi (Oliveira 2001) e *S. polyphylla* (Silva *et al.* 1988).

Com relação aos experimentos de germinação realizados neste trabalho, não foi observado nenhum fator que impedisse a germinação das sementes, tendo-se registrado percentuais elevados de germinação (75% a 100%) em sementes recém coletadas de todas as espécies de leguminosas testadas. A germinação das espécies em estudo ocorreu num período de 2–10 dias (*C. rosea*, *P. tortum* e *O. arborea*) a 21 dias (*S. apetala*).

Os experimentos realizados em *C. rosea* mostraram que as sementes apresentaram alto poder germinativo em todos os substratos testados. Esses resultados diferem daqueles de Lucas & Arrigoni (1992), que obtiveram para a espécie média pouco expressiva de germinação, em torno de 30%, tanto em presença de luz quanto no escuro. Ainda segundo os autores, regimes de alternância de temperatura em termoperíodos de 12 horas promovem a germinação na luz e no escuro, mas, mesmo nestes casos, o máximo obtido foi inferior a 50% de germinação.

Os experimentos de germinação com sementes de *C. rosea* encontradas na areia e que estavam expostas a todas as intempéries das zonas halófitas e psamófitas-reptantes revelaram um percentual alto de germinação (84%), mostrando que as sementes não perderam o poder germinativo. Essas zonas (próximas ao mar) são altamente instáveis e estressantes para as plantas, devido à salinidade do solo, alta radiação solar, deficiência de nutrientes, rajadas de areia, dessecação pelo vento, ação humana, herbivoria e, principalmente, mobilidade do substrato que causa o soterramento de plantas e a remoção por ações eólicas e erosivas do mar (Araújo & Henriques 1984, Lee & Ignaciuk 1985, Maun 1994). Segundo Maun (*loc. cit.*) a grande variabilidade de microhabitats, gerada pela ação do vento e das ondas do mar, cria severas e incertas condições para a germinação de sementes, emergência de plântulas e o estabelecimento destas.

As espécies que ocupam as zonas halófita e psamófita-reptante apresentam adaptações especiais que permitem resistir e sobreviver a episódios de soterramento, sendo a capacidade das plantas de tolerar o soterramento variável entre espécies e dependente da extensão e duração do soterramento, do estágio de desenvolvimento e ainda da forma de vida das espécies vegetais (Maun 1994). *C. rosea* manteve os altos índices de germinação, com emergência, após experimentos de soterramento até 10 cm de

profundidade. Fáveri & Castellani (1998) soterraram, experimentalmente, sementes já germinadas de *C. rosea*. As plântulas submetidas aos experimentos emergiram após soterramento de 5 e 10 cm de profundidade, mas nenhuma plântula emergiu de 15 a 20 cm. Nossos resultados confirmam os de Fáveri & Castellani (1998) e acrescentam ainda a capacidade das sementes de germinar, mesmo soterradas até 10 cm.

Segundo Moreno-Casasola (1986) estudos de comunidades vegetais mostraram que há uma estreita correlação entre o movimento da areia e a composição de espécies, cobertura e densidade. O soterramento elimina espécies intolerantes, reduz a abundância relativa de espécies pouco tolerantes e aumenta a abundância de espécies tolerantes. Para Maun (1994), plântulas podem se beneficiar do soterramento devido a muitos fatores como: mais espaço para o crescimento da raiz, mais nutrientes no novo substrato, mudanças na biota, melhor disponibilidade de umidade e melhor microhabitat. O autor relatou que plântulas de *Panicum virgatum* L., emersas após soterramentos profundos, demonstram melhores possibilidades de sobrevivência, por causa do melhor acesso à umidade do solo. Acrescentou ainda, que o soterramento confere vantagens para sementes e plântulas nas dunas da costa. Sementes soterradas podem não só escapar da predação, mas também encontrar condições melhores para germinação, o que provavelmente acontece com as sementes de *C. rosea* na área de estudo da restinga de Maricá.

Os altos percentuais de germinação obtidos para as sementes de *O. arborea*, escarificadas ou não, num período de 7 a 13 dias, diferem dos resultados obtidos por Zamith & Scarano (2004) que classificaram a espécie como de germinação média (1–74%) e lenta (14–97 dias), sem detalhar se as sementes foram ou não escarificadas.

Para outras espécies de *Swartzia* os índices de germinação foram mais baixos do que os obtidos para *S. apetala*, a saber: 48% em germinador e 36% em estufa de sombrite, para *S. langsdorffii* (Oliveira 2001) e 54% para *S. polyphylla* (Silva *et al.* 1988).

A presença de nódulos radiciais em *C. rosea* ocorreu em plântulas com cerca de um mês, tanto na raiz principal quanto nas raízes secundárias, entretanto em *S. apetala* estes nódulos aparecem em plantas aos noves meses, somente nas raízes secundárias. Segundo Oliveira (2001) em plântulas ou plantas jovens de leguminosas é comum já serem observados nódulos radiciais, tanto na raiz principal quanto nas raízes secundárias. A autora registrou nódulos radiciais nas raízes secundárias de plantas jovens de *S. langsdorffii*, a partir dos 13 meses.

Nas espécies estudadas, somente *C. rosea* apresentou plântulas no *habitat* natural. Deve ser ressaltada a importância de se conhecer a morfologia das sementes e das plântulas, uma vez que só foi possível identificá-las no ambiente natural após comparação com as plântulas cultivadas durante os experimentos de germinação em laboratório.

Agradecimentos

À bióloga e desenhista Lívia Botinhão Vieira dos Santos, pela confecção e ao biólogo e mestre Eduardo Assis Abrantes, pela disposição das pranchas de germinação das espécies em estudo.

Referências Bibliográficas

Araújo, D. S. D. & Henriques, R. P. B. 1984. Análise florística das restingas do Rio de Janeiro. *In:* Lacerda, L. D.; Araújo, D. S. D.; Cerqueira, R. & Turcq, B. (org.). Restingas, origem, estrutura, processos. Universidade Federal Fluminense. (CEUFF). Niterói, Rio de Janeiro. Pp. 159-194.

Araújo, S. D.; Costa, A. F.; Oliveira, A. S. & Moura, R. L. 2001. Florística e padrões fitogeográficos. *In:* Costa, A. F. & Dias, I. C. A. (org.). Flora do Parque Nacional da restinga de Jurubatiba e arredores, Rio de Janeiro, Brasil: listagem, florística e

fitogeografia. Série Livros 8. Museu Nacional/UFRJ. Rio de Janeiro. Pp. 156-165.

Arroyo, M. T. K. 1981. Breeding systems and pollination biology in Leguminosae. *In:* Polhih, R. M. & Raven, P. H. (eds.). Advances in legume systematic. Royal Botanic Gardens, Kew, 1048p.

Barros, F.; Mello, M. M. R. F.; Chiea, S. A. C., Kirizawa, M., Wanderley, M. G. L. & Jung-Mendaçolli, S. L. 1991. Flora Fanerogamica da Ilha do Cardoso: caracterização geral da vegetação e listagem das espécies ocorrentes. Instituto de Botânica, São Paulo, Vol. I, 184p.

Correia, M. C. R. & Lima, H. A. 2006. Germinação e caracterização de seis espécies de Bignoniaceae na restinga de Maricá - RJ. Resumos da XXV Jornada Fluminense de Botânica (em cd).

Correia, M. C. R. 2002. Biologia da reprodução de quatro espécies de Bignoniaceae da restinga de Maricá, RJ. Tese de Doutorado. Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ). Rio de Janeiro. 194p.

Correia, M. C. R.; Pinheiro, M. C. B. & Lima, H. A. 2005. Produção de frutos e germinação das sementes de *Anemopaegma chamberlaynii* Bur. & K. Schum. (Bignoniaceae) - Um registro de poliembrionia. Sitientibus Série Ciências Biológicas 5(2): 68-71.

Fáveri, S. S. & Castellani, T. T. 1998. Efeitos do soterramento no desenvolvimento e estabelecimento de plântulas de *Canavalia rosea*. *In:* Resumos dos Anais do IV Simpósio de Ecossistemas Brasileiros. Vol. III, Águas de Lindóia, SP, Brasil. Pp. 104-115.

Ferreira, M. M. & Correia, M. C. R. 2005. Aspectos morfológicos do fruto da semente e das plântulas de *Pouteria caimito* Ruiz & Pavon (Sapotaceae). Resumos da XXIV Jornada Fluminense de Botânica (em cd).

Ferreira, M. M.; Correia, M. C. R. & Gomes, R. 2006. Aspectos morfológicos do fruto, da semente e das plântulas de *Bromelia antiacantha* Bertol. (Bromeliaceae). Resumos da XXV Jornada Fluminense de Botânica (em cd).

Gentry, A. H. 1982. Neotropical floristic diversity: phytogeographical connections between Central and South America. Pleistocene climatic fluctuations or an accident of the Andean orogeny? Annals of the Missouri Botanical Garden 69: 557-593.

Lee, J. A. & Ignaciuk, R. 1985. The physiological ecology of strandline plants. Vegetatio 62: 319-326.

Lima, H. C. 1989-90. Tribo Dalbergieae (Leguminosae Papilionoideae) – morfologia dos frutos, sementes e plântulas e sua aplicação na sistemática. Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 30: 1-42.

Lucas, N. M. C. & Arrigoni, M. F. 1992. Germinação de sementes de *Canavalia rosea* (Sw.) DC. (Fabaceae). Revista Brasileira de Botânica 15(2): 105-112.

Maun, M.A. 1994. Adaptations enhancing survival and establishment of seedlings on coastal dune systems. Vegetatio 111: 59-70.

Moreno-Casasola, P. 1986. Sand movement as a factor in the distribution of plant communities in a coastal dune system. Vegetatio 65:67-76.

Oliveira, D.M.T. & Beltrati, C.M. 1992. Morfologia e desenvolvimento das plântulas de *Inga fagifolia* e *I. urugüensis*. Turrialba 42:306-313.

______. 1999. Morfologia de plântulas e plantas jovens de 30 espécies arbóreas de Leguminosae. Acta Botânica Brasílica 13(3): 263-269.

______. 2001. Morfologia comparada de plântulas e plantas jovens de leguminosas arbóreas nativas: espécies de Phaseoleae, Sophoreae, Swartzieae e Tephrosieae. Revista Brasileira de Botânica 24(1): 85-97.

Oliveira, E. C. 1993. Morfologia de plântulas florestais. *In:* Aguiar, I.B.; Pinã-Rodrigues, F.C.M. & Figliolia, M.B.

(org.). Sementes Florestais Tropicais. Associação Brasileira de Tecnologia de Sementes. Brasília, Distrito Federal. Pp. 175-213.

Parra, P. G. 1984. Estudio de la morfologia externa de plántulas de *Calliandra gracilis*, *Mimosa arenosa*, *Mimosa camporum* y *Mimosa tenuiflora*. Revista de la Facultad de Agronomia. Universidad Central de Venezuela (Maracay-Venezuela) (1-4): 311-350.

Pereira, M. C. A.; Araújo, D. S. D. & Pereira, O.J. 2001. Estrutura de uma comunidade arbustiva da restinga da Barra de Maricá - RJ. Revista Brasileira de Botânica 24(3): 273-281.

Pereira, O. J. & Araújo, D. S. D. 2000. Análise florística das restingas dos estados do Espírito Santo e Rio de Janeiro. *In:* Esteves, F. A. & Araújo, L. D. (org.). Ecologia de restingas e lagoas costeiras. NUPEM/UFRJ, Macaé, Rio de Janeiro, Brasil. Pp. 25-63.

Pereira, T. S. 1992. Germinação de sementes de *Bauhinia forficata* Link. (Leguminosae Caesalpinoideae). Revista Brasileira de Sementes 14(1): 77-82.

Pijl, L. van der. 1972. Principles of dispersal in higher plants. Springer-Verlag, New York, 161p.

Rodrigues, R. S. & Tozzi, A. M. G. A. 2007a. Morfologia de plântulas no clado *Vatairea* (Leguminosae, Papilionoideae). Rodriguésia 58(2): 221-229.

Rodrigues, R. S. & Tozzi, A. M. G. A. 2007b. Morfologia de plântulas de cinco leguminosas genistóides arbóreas do Brasil (Leguminosae-Papilionoidae). Acta Botanica Brasilica 21(3): 599-607.

Silva, D. C. 2003. Morfologia, recrutamento e estabelecimento de plântulas em comunidade em regeneração da reserva biológica de Poços das Antas - Silva Jardim, RJ. Dissertação de Mestrado. Programa de Pós-graduação em Botânica. Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro. 143p.

Silva, J. G. & Oliveira, A. S. A. 1989. A vegetação da restinga no Município de Maricá - RJ. Acta Botanica Brasilica (Supl.) 3(2): 253-272.

Silva, M. F.; Goldman, G. H.; Magalhães, F. M. & Moreira, F. W. 1988. Germinação natural de 10 espécies arbóreas da Amazônia. I. Acta Amazônica 18(1-2): 9-26.

Zamith, L. R. & Scarano, F. R. 2004. Produção de mudas de espécies das Restingas do município do Rio de Janeiro, RJ, Brasil. Acta Botanica Brasilica 18(1): 161-176.

Anatomia das plântulas de *Mimosa pilulifera* (Leguminosae) crescendo em solo contaminado com petróleo e solo biorremediado

Renata Charvet Inckot[1], *Cleusa Bona*[1,3], *Luiz Antonio de Souza*[2] & *Gedir de Oliveira Santos*[1]

Resumo

(Anatomia das plântulas de *Mimosa pilulifera* (Leguminosae) crescendo em solo contaminado com petróleo e solo biorremediado) A demanda de petróleo e derivados provoca acidentes que contaminam extensas áreas. A maioria dos trabalhos sobre os efeitos dessa contaminação refere-se à germinação e desenvolvimento vegetal, pouco se sabendo sobre os efeitos na estrutura de tecidos e células. Este trabalho teve como objetivo analisar o efeito do solo contaminado por petróleo e solo biorremediado na anatomia de plântulas de *Mimosa pilulifera* (Leguminosae). O experimento foi realizado com solo da REPAR/PETROBRÁS, Araucária-PR, onde ocorreu um vazamento de petróleo em 2000. O experimento constou de três tratamentos: solo contaminado com petróleo, solo biorremediado e solo não contaminado, com cinco repetições. Após 30 dias da semeadura, foram analisados anatomicamente a raiz, hipocótilo, cotilédone e eofilo e realizados testes microquímicos com sudan III, lugol e cloreto férrico. Mensuraram-se: diâmetro do cilindro vascular e espessura do córtex da raiz, diâmetro do hipocótilo e espessura dos cotilédones e eofilos. A estrutura celular radicial de *M. pilulifera* sofreu maior interferência no solo contaminado que no biorremediado. Na parte aérea, a única alteração foi a redução da espessura do eofilo em solo contaminado.

Palavras-chave: raiz, hipocótilo, cotilédone, eofilo, hidrocarbonetos.

Abstract

(Anatomy of the *Mimosa pilulifera* (Leguminosae) seedling growing in petroleum contaminated and bioremediated soil) The demand of oil and its derivatives have provoked accidents, contaminating areas of the planet. The majority of are relative to the effect in seed germination and plant development. Little is known on the effect of the hydrocarbons in the structure of the tissues and plant cells. This work intends to analyse the effect of the ground contaminated by oil and the bioremediated ground on the anatomy of seedlings of *Mimosa pilulifera*. The experiment was carried through with ground proceeding of the REPAR/PETROBRÁS, Araucária-PR, where a leak of oil occurred in 2000. The experiment consisted of three treatments: petroleum contaminated soil, bioremediated soil and non contaminated soil, with five repetitions. Thirty days after sowing, 10 seedlings were collected per treatment. The root, the hipocotyl, the cotyledon and the eophyll were analysed anatomically and were submitted to histochemical tests with Sudan III, lugol and ferric chloride. The diameter of the vascular cylinder and the thickness of the cortex of the root, the diameter of the hipocotyl and the thickness of the cotyledons and eophylls were measured. The cellular structure of the root of *M. pilulifera* suffered greater interference in the contaminated soil that the biorremediated. In shoots, the only change was the reduction in the thickness of eophyll in contaminated soil.

Key words: root, hipocotyl, cotyledon, eophyll, hydrocarbons.

Introdução

A composição química do petróleo é bastante complexa devido à diversidade de compostos, majoritariamente hidrocarbonetos (Clark & Brown 1977). O petróleo também é constituído por alcanos, cicloalcanos, alcenos, ácidos naftênicos, enxofre, nitrogênio, oxigênio e menores quantidades de vanádio, níquel, sódio, cálcio, cobre e urânio (Baker 1970). Sabe-se que moléculas de hidrocarbonetos pequenas, com baixa viscosidade, penetram com maior facilidade nos tecidos vegetais. Por outro lado, moléculas grandes apresentam maior viscosidade com conseqüente menor penetração nos tecidos vegetais (Baker 1970). Deste modo, o petróleo mais pesado apresenta

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 07/2008.

[1]Universidade Federal do Paraná, Centro Politécnico, Departamento de Botânica, Laboratório de Botânica Estrutural. 81531-990, C.P. 19031, Curitiba, PR, Brasil.

[2]Universidade Estadual de Maringá, UEM / DBI, Av. Colombo, 5790, Maringá, PR, 87020-900, Brasil.

[3]Autor para correspondência: cleusabona@ufpr.br

menor toxicidade às plantas quando comparado ao petróleo mais leve (Dorn *et al.* 1998). A toxicidade do petróleo em relação às plantas pode ocorrer pelo contato direto ou absorção de algum composto, como foi registrado por Alkio *et al.* (2005). Estes autores detectaram fenantreno (composto presente no petróleo) no interior de *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh., e registraram redução no crescimento das raízes, diminuição no tamanho e número de folhas, deformação de tricomas, redução de pêlos radiciais e áreas necrosadas com morte celular.

Muitos outros fatores, ocasionados pela contaminação do ambiente por petróleo, podem interferir na toxicidade às plantas, como por exemplo, o tipo de solo, a estação do ano e o tempo que as plantas ficam expostas ao óleo (Baker 1970; Webb 1994; Lin & Mendelssohn 1996; Pezeshki *et al.* 2000). O petróleo também altera as propriedades do solo, reduzindo a disponibilidade de água, de nutrientes e dc oxigênio (Ranwell 1968; Cowell 1969; Baker 1970; De Jong 1980; Bossert & Bartha 1985; Pezeshki *et al.* 2000; Martinez & López 2001). Os compostos orgânicos polares, presentes nos hidrocarbonetos, são os prováveis responsáveis pela hidrorrepelência dos solos contaminados (Morley *et al.* 2005), limitando dessa maneira a absorção de água e de nutrientes pela planta. Características relacionadas à baixa disponibilidade de água, como maior ramificação da raiz, aumento da espessura da parede celular, maior área de espaços intercelulares, redução da área foliar, maior espessura dos tecidos foliares e maior densidade estomática foram registradas nas plantas cm solo contaminado por petróleo e seus derivados (Adam & Duncan 1999; Maranho *et al.* 2006). A baixa disponibilidade de nutrientes também está relacionada com a degradação dos hidrocarbonetos por microorganismos, pois durante esse processo os microorganismos competem com as plantas por nutrientes (De Jong 1980; Merkl *et al.* 2004). Desse modo, solos biorremediados com microorganismos devem apresentar teores reduzidos para muitos nutrientes. O petróleo também pode formar uma camada hidrofóbica na superfície do solo, restringindo o movimento de oxigênio, resultando em condições anaeróbicas para as raízes (Pezeshki *et al.* 2000). Mayer *et al.* (2005) sugerem que a maior ramificação das raízes pode estar relacionada com a falta de oxigênio e Larcher (2000), com a redução da disponibilidade de nutrientes.

Existem algumas formas de diminuir o impacto causado pela contaminação ambiental por petróleo e seus derivados, sendo uma delas a biorremediação. A biorremediação tem como objetivo retirar o contaminante do ambiente (solo, ar e água) por meio de organismos vivos (Pandey *et al.* 2000; Collin 2001). Há relatos acerca da diminuição da toxicidade do solo biorremediado sobre a germinação e desenvolvimento de plantas (Dorn & Salanitro 2000), porém são raros os estudos que relatam a interferência do solo biorremediado em nível celular.

O presente trabalho foi desenvolvido com *Mimosa pilulifera* Benth. (Leguminosae) que coloniza terrenos úmidos, rasos ou muito alterados mecanicamente (Fowler & Carpanezzi 1998). Essa espécie foi selecionada porque é nativa do local de estudo, que pertence à REPAR/PETROBRÁS, município de Araucária-Paraná. O estudo da estrutura da plântula poderia indicar o grau de estresse provocado pelo solo contaminado e pelo solo biorremediado. Diante disso, e considerando-se a escassez de estudos anatômicos em plantas submetidas à contaminação por petróleo, o presente trabalho tem o objetivo de averiguar se há alterações na estrutura da raiz, hipocótilo, cotilédone e eofilo de *M. pilulifera*, sob a influência do solo contaminado por petróleo e do solo biorremediado.

Material e Métodos

O solo para montagem do experimento foi coletado na área da REPAR/PETROBRÁS que, no ano 2000, foi contaminada com quatro milhões de litros dc petróleo. Em 2005, foi

coletado solo contaminado com petróleo, solo biorremediado com fungos e bactérias hidrocarbonoclásticose solo não contaminado, em profundidade de zero a 30 cm, em áreas próximas cerca de 5 m uma da outra. O solo contaminado foi coletado de uma área em que se retirou mecanicamente o excesso de petróleo e posteriormente foi isolada, não sofrendo intervenção. Nas áreas com solo biorremediado, o petróleo superficial e a vegetação morta foram removidos mecanicamente e o solo vem sendo biorremediado com microorganismos. O solo não contaminado foi coletado de uma área que não foi atingida pelo óleo e é recoberta pela vegetação nativa.

O solo coletado é caracterizado como gleisolo hidromórfico, que apresenta horizonte glei com caráter franco argilo siltoso (Carvalho *et al.* 2003). Informações mais detalhadas sobre as características físico-químicas e o teor de hidrocarbonetos totais do solo estão presentes na Tabela 1. O petróleo existente nesse solo foi caracterizado como do tipo cusiana com perfil parafínico, na faixa predominante de compostos de C_{10} a C_{14} (Petrobrás 2003) e é um petróleo pesado (comunicação pessoais).

O solo coletado foi peneirado, homogeneizado e distribuído em bandejas plásticas. As bandejas foram vedadas e levadas para casa de vegetação, com nebulização intermitente de 15 segundos a cada 30 minutos. As temperaturas máximas e mínimas foram registradas diariamente, tendo a média de 22°C (mínima 9,6°C e máxima 33,2°C). O experimento foi analisado por um delineamento inteiramente casualizado, com três tratamentos e cinco repetições. Os tratamentos consistiram de solo contaminado por petróleo (SC), solo biorremediado (SB) e solo não contaminado (SNC) e em cada repetição foram semeadas 50 sementes, totalizando 750 sementes. As sementes de *M. pilulifera* foram fornecidas pela Embrapa Florestas, Município de Colombo-PR. Para a superação da dormência tegumentar, as sementes foram imersas em água, com temperatura inicial de 80°C, durante 18 horas (Fowler & Carpanezzi 1998), e em seguida semeadas. As plantas foram coletadas 30 dias após a semeadura, quando a maioria apresentava o eofilo completamente expandido. Foram analisadas duas plantas por bandeja, totalizando 10 plantas por tratamento.

Tabela 1 – Atributos físico-químicos e teor de hidrocarbonetos totais do petróleo (TPH) do solo contaminado por petróleo (SC), solo biorremediado (SB) e solo não contaminado (SNC).

		SC	SB	SNC
	Areia	24,8	19,7	26,1
Textura (%)	Silte	50,0	45,0	52,5
	Argila	25,2	35,2	21,3
pH		4,20	5,80	3,70
Alumínio (cmolc dm^{-3})		4,10	0,00	6,00
Cálcio (cmolc dm^{-3})		2,00	16,80	0,40
Magnésio (cmolc dm^{-3})		1,50	1,80	0,20
Potássio (cmolc dm^{-3})		0,24	0,21	0,10
Fósforo (mg dm^{-3})		1,60	1,20	3,50
Carbono (g dm^{-3})		26,9	19,6	23,8
TPH (mg kg^{-1})		13.651	2.004	1.354

As amostras foram fixadas parte em FAA 50 (Johansen 1940) e parte em fixador de Trump (McDowell & Trump 1976). Raízes laterais, incluindo a região pilífera, foram clarificadas em solução de hipoclorito a 20%, coradas com solução aquosa de azul de astra 1% (Kraus & Arduin 1997) e montadas em gelatina glicerinada (Kraus & Arduin 1997), entre lâmina e lamínula, para observação dos pêlos radiciais. Para análise anatômica foram processadas amostras da raiz principal (ápice radicial e a um centímetro do ápice), da região mediana do hipocótilo e do terço médio do cotilédone e eofilo.

As amostras foram processadas segundo técnicas usuais para inclusão em hidroxietil-metacrilato. As secções foram obtidas em micrótomo de rotação, distendidas em lâminas e coradas com azul de toluidina 0,05%, pH 6,8 (O'Brien *et al.* 1964), azul de astra 1% e safranina 1% (Kraus & Arduin 1997) e, em seguida, montadas em resina. Também foram feitas secções para testes histoquímicos com lugol para detecção de amido (Johansen 1940),

cloreto férrico para compostos fenólicos (Johansen 1940) e Sudan III para substâncias graxas (Sass 1951). A partir das lâminas permanentes foram mensurados: o raio do córtex e o diâmetro do cilindro vascular da raiz a 1 cm do ápice; o diâmetro do hipocótilo e a espessura dos cotilédones e eofilos. As mensurações foram feitas com auxílio de microscópio com ocular micrometrada.

Para análise da superfície foliar e avaliação da densidade estomática, foram preparadas amostras do terço médio do eofilo e processadas para Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV). As amostras foram fixadas em FAA50 e desidratadas em série etílica. Em seguida, o material foi submetido ao método do ponto crítico no equipamento Balzers CPC 10. Após o ponto crítico, foi efetuada a metalização com ouro no equipamento Balzers Sputtering SCD 030. A análise e o registro eletromicrográfico do material foram efetuados no MEV Jeol JSM-6360LV. A contagem estomática foi feita em imagens com ampliação de 300x.

Os dados morfométricos obtidos foram analisados estatisticamente no programa MSTAT-C®. Primeiramente verificou-se a variância dos tratamentos quanto à homogeneidade pelo teste de Bartlett. Posteriormente, as variáveis foram testadas pelo teste F. Quando as análises dos resultados demonstraram diferença estatística entre as médias dos tratamentos, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a um nível de significância de 5%.

Resultados e Discussão

As raízes de *M. pilulifera*, em solo contaminado por petróleo, apresentaram visualmente maior densidade de pêlos em relação às raízes de solo biorremediado e de solo não contaminado (Fig. 1 a-c). A maior quantidade de pêlos radiciais de *M. pilulifera* pode indicar menor retenção de água no solo contaminado, uma vez que a função dos pêlos radiciais é aumentar a superfície de absorção da planta (Esau 1977). De acordo com Rosane (1954 *apud* Cutter 1986), a vantagem biológica dos pêlos radiciais é proporcionar maior superfície de contato com a água. A maior densidade de pêlos radiciais em *M. pilulifera* também pode estar relacionada à baixa disponibilidade de fósforo (Tab. 1). Segundo Ma *et al.* (2001), em *Arabidopsis thaliana*, a baixa disponibilidade de fósforo está relacionada à maior densidade de pêlos radiciais, que são importantes para a absorção de fósforo. Alkio *et al.* (2005), através de análises em microscopia de fluorescência, constataram a presença de fenantreno no interior das raízes de *A. thaliana*, sugerindo que a absorção do contaminante ocasionou deformação nos pêlos radiciais. Não foram observadas deformações nos pêlos radiciais de *M. pilulifera*, o que pode sugerir uma baixa toxicidade do solo contaminado e biorremediado.

Em secções longitudinais do ápice radicial de *M. pilulifera* observou-se que a região meristemática é menor nas plantas em solo contaminado por petróleo, o que sugere crescimento mais lento das raízes. Por outro lado, nas plantas que se desenvolveram em solo não contaminado e solo biorremediado, a região meristemática é mais extensa a partir do promeristema (Fig. 1 d-f). Achuba (2006) registrou redução no tamanho das células e na atividade mitótica no meristema apical radicial de *Vigna unguiculata* (L.) Walp. em solo com petróleo. O autor acredita que esse efeito foi causado por partículas tóxicas presentes no petróleo.

A raiz principal de *M. pilulifera*, cerca de 1 cm do ápice, apresenta epiderme unisseriada (Fig. 1 g-i). O córtex é formado por parênquima com reduzidos espaços intercelulares, endoderme com paredes delgadas (Fig. 1 g-i) e delicadas estrias de Caspary. O cilindro vascular é tetrarco e as células parenquimáticas do floema apresentam grãos de amido. Após 30 dias da semeadura, as plantas de todos os tratamentos já apresentavam início de instalação do câmbio na raiz principal. A epiderme da raiz é gradativamente eliminada e substituída pela periderme na região próxima ao colo. Nessa região o córtex parenquimático apresenta poucos espaços intercelulares, semelhantes a região a 1 cm do ápice, e cilindro vascular com crescimento

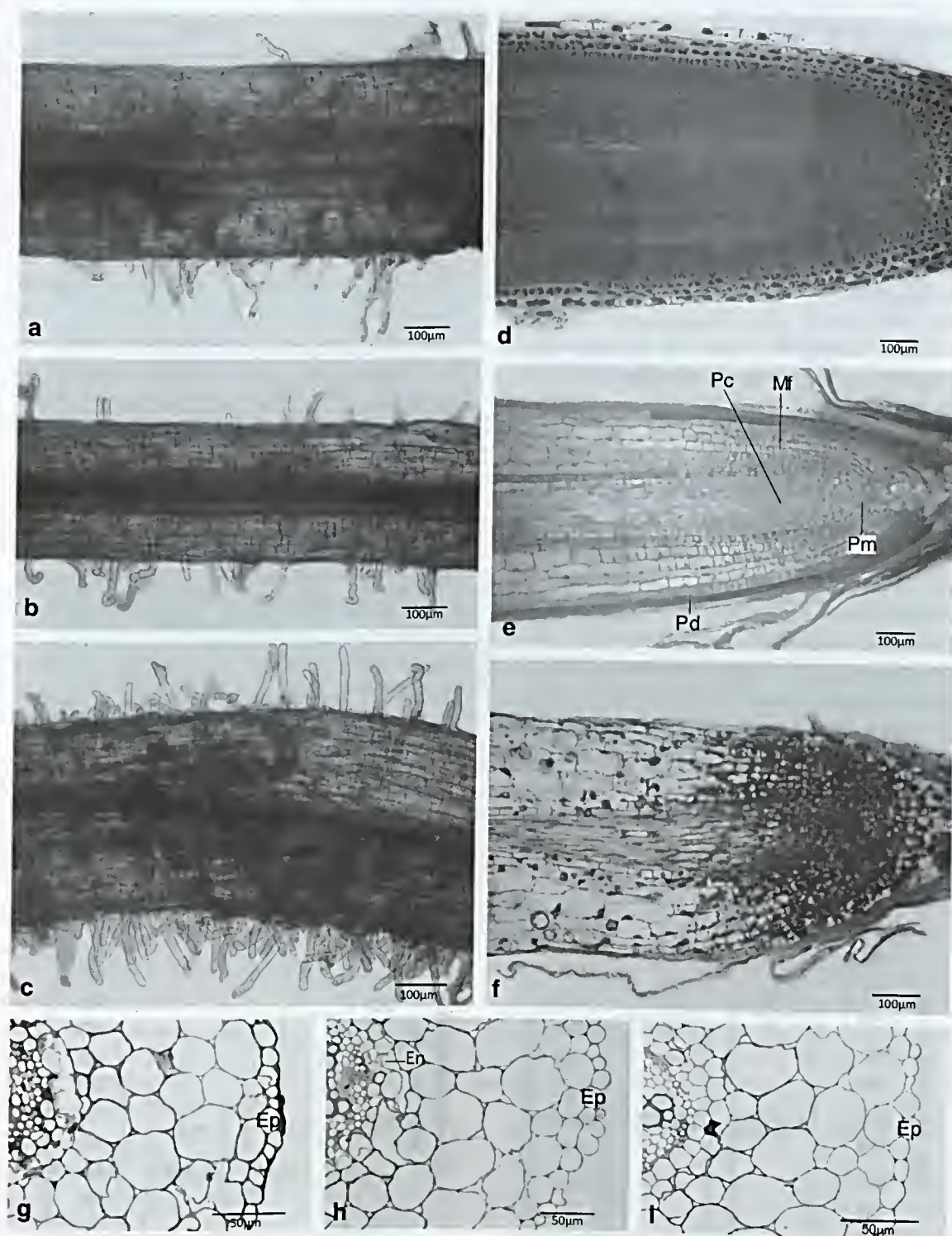



Figura 1 – Fotomicrografias da raiz de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura. a-c. pêlos radiciais; d-f. ápices da raiz em secções longitudinais; g-i. detalhes do córtex das raízes em secções transversais. a, d, g. solo não contaminado; b, e, h. solo biorremediado. c, f, i. solo contaminado com petróleo. (En=endoderme; Ep=epiderme; Mf=meristema fundamental; Pc=procâmbio; Pd=protoderme; Pm=promeristema)

secundário completamente desenvolvido, em todos os tratamentos.

A raiz de *M. pilulifera* a 1 cm do ápice, em solo contaminado por petróleo e em solo biorremediado, não apresentou alterações na disposição, conteúdo e formato das células da epiderme e do córtex (Fig. 1 g-i). O raio do córtex e o diâmetro do cilindro vascular das raízes também não foram alterados pela presença do petróleo no solo ($p>0,05$) (Fig. 2 a-b). De acordo com Larcher (2000) a formação de aerênquima nas raízes, pode estar relacionada a falta de oxigênio nos solos. Como não foi registrado aumento de espaços intercelulares no córtex da raiz de *M. pilulifera,* possivelmente o teor de oxigênio no solo contaminado não causou estresse para as plantas.

A redução da quantidade de compostos fenólicos foi observada em algumas espécies crescendo em solo com petróleo o que, provavelmente reduziu a quantidade de antioxidantes e interferiu na resistência da planta à contaminação (Malallah *et al.* 1998). Entretanto, em *M. pilulifera,* o estresse causado pelo solo contaminado e solo biorremediado da área da REPAR, aparentemente, não alterou a quantidade de compostos fenólicos nas plantas. Os diferentes efeitos da contaminação do ambiente nas plantas podem estar relacionados ao intervalo de tempo após a contaminação. Provavelmente, com o passar do tempo, o teor de TPH (teor de hidrocarbonetos totais de petróleo) do solo diminui devido à atividade microbiana (Merkl *et al.* 2004) e com conseqüente redução do estresse sobre as plantas.

Em secção transversal, o hipocótilo tem contorno sinuoso, a epiderme é unisseriada, finamente cuticularizada (Fig. 3 a-c) e apresenta tricomas tectores simples. O córtex é composto de colênquima nos ângulos e parênquima circundando todo o cilindro vascular (Fig. 3 a-c). O parênquima cortical é rico em células secretoras com compostos fenólicos, que aparentemente, não apresentaram alterações na concentração desses compostos entre os tratamentos (Fig. 3 a-c). Na região do hipocótilo, o câmbio está completamente instalado e há tecido secundário vascular diferenciado em todos os tratamentos (Fig. 3 a-c). A estrutura celular do hipocótilo de *M. pilulifera* não sofreu alteração no solo contaminado por petróleo nem no solo biorremediado (Fig. 3 a-c). O diâmetro do hipocótilo das plantas de *M. pilulifera* não apresentou diferença estatística entre os tratamentos ($p>0,05$) (Fig. 4 a). Em relação a raiz de *M. pilulifera*, o hipocótilo foi menos sensível ao solo contaminado, já que não apresentou alteração.

As células epidérmicas, tanto da face adaxial quanto da face abaxial do cotilédone de *M. pilulifera*, apresentam paredes anticlinais retas a levemente curvas (Fig. 3 d-e). Porém, as

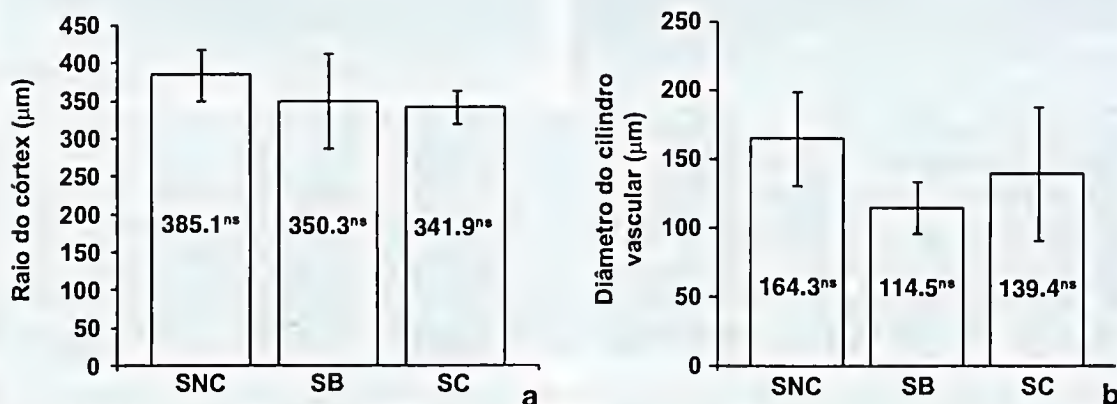



Figura 2 – Mensurações da raiz de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura, em solo não contaminado (SNC), solo biorremediado (SB) e solo contaminado por petróleo (SC). Cada coluna representa a média de cinco repetições e as barras indicam o desvio padrão. ns = não significativo.

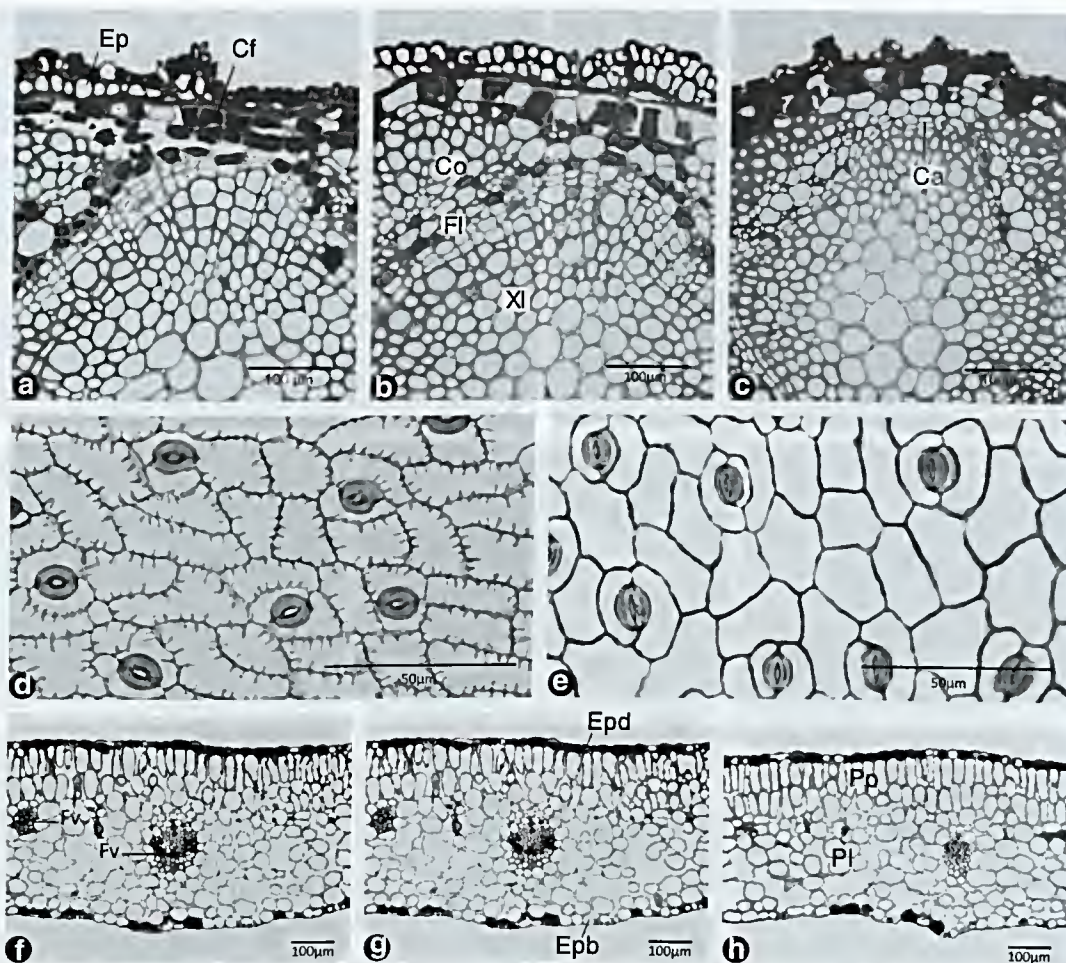



Figura 3 – Fotomicrografias do hipocótilo e cotilédone de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura. a-c. hipocótilo em secção transversal em solo não contaminado (a), solo biorremediado (b) e em solo contaminado por petróleo (c); d-h. cotilédone; d-e. epiderme das faces adaxial (d) e abaxial (e), em vista frontal, de solo não contaminado; f-h. limbo em secção transversal de solo não contaminado (f), de solo biorremediado (g) e de solo contaminado por petróleo (h). (Ca=câmbio; Cf=compostos fenólicos; Co=colênquima; Ep=epiderme; Epd=epiderme da face adaxial; Epb=epiderme da face abaxial; Fl=floema; Fv=feixe vascular; Pl=parênquima lacunoso; Pp=parênquima paliçádico; Xl=xilema).

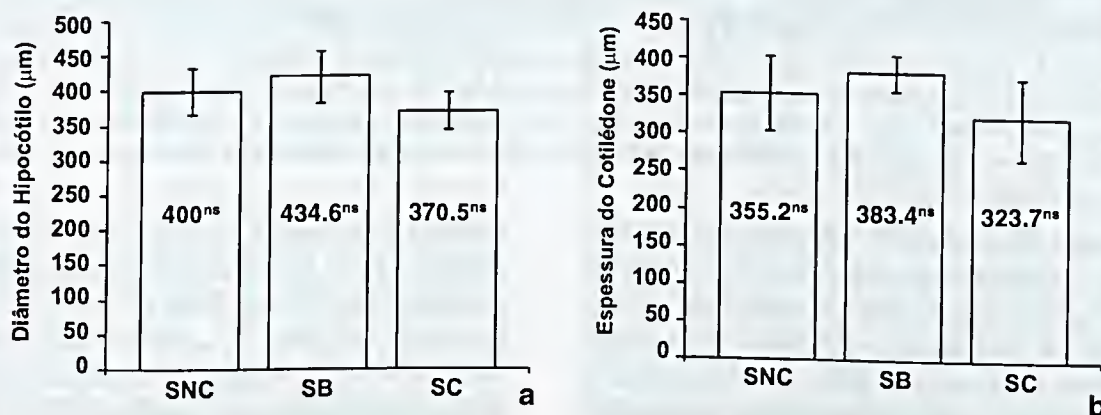



Figura 4 – Mensurações do hipocótilo e do cotilédone de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura, em solo não contaminado (SNC), solo biorremediado (SB) e solo contaminado por petróleo (SC).Cada coluna representa a média de cinco repetições e as barras indicam o desvio padrão. ns = não significativo.

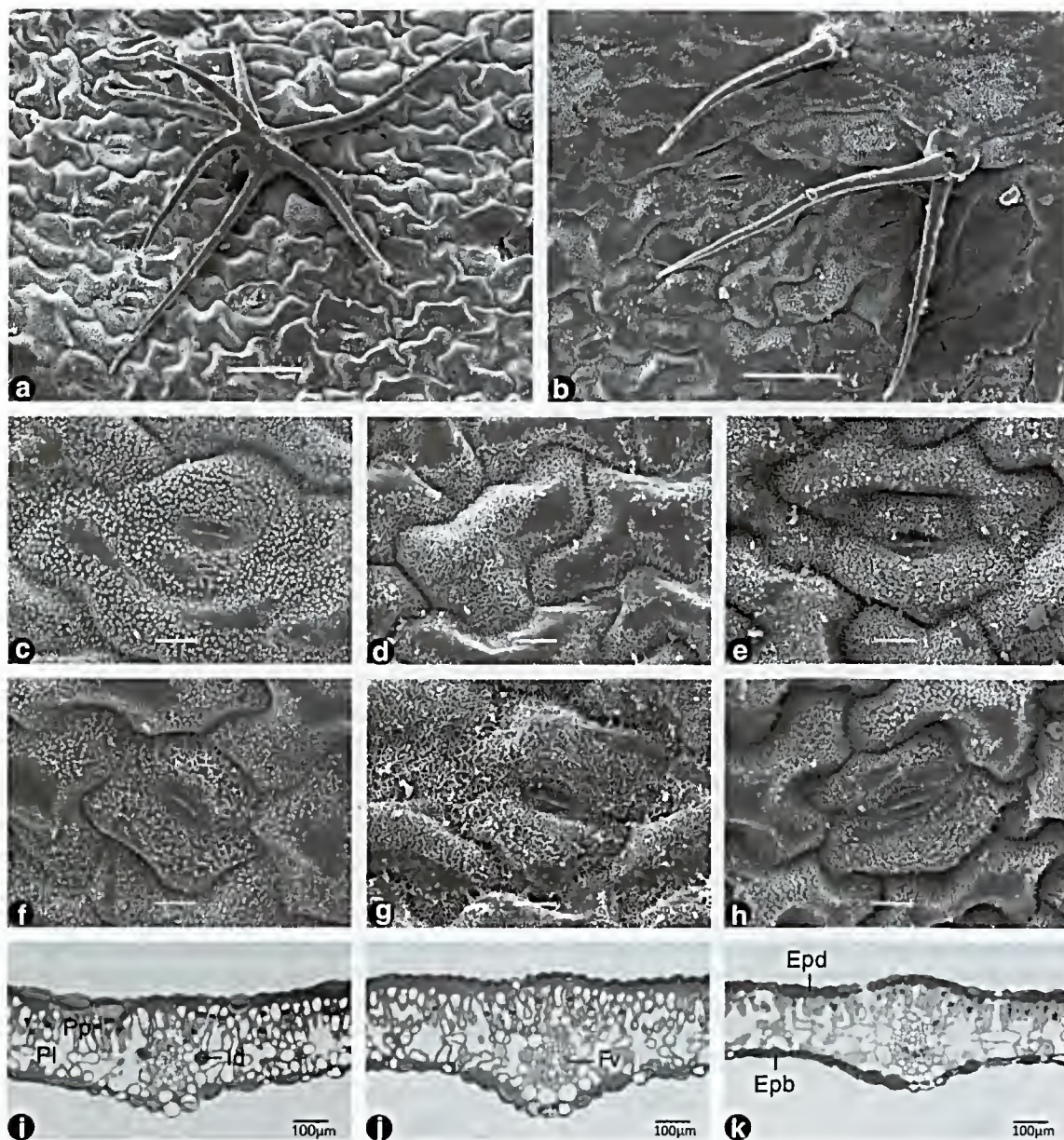



Figura 5 – Fotomicrografias do eofilo de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura. a-b. tricomas dos eofilos em solo não contaminado; c-e. vista frontal da epiderme da face adaxial; f-h. vista frontal da epiderme da face abaxial; i-k. secções transversais. c, f, i. solo não contaminado; d, g, j. solo biorremediado; e, h, k. solo contaminado por petróleo. (Epd=epiderme da face adaxial; Epb=epiderme da face abaxial; Fv=feixe vascular; Id=idioblasto; Pl=parênquima lacunoso; Pp=parênquima paliçádico).

células epidérmicas da face adaxial apresentam projeções nas paredes anticlinais. O cotilédone é anfiestomático com estômatos paracíticos (Fig. 3 d-e). A região da nervura central, em vista transversal, é plana na face adaxial e ligeiramente saliente na face abaxial. A epiderme é unisseriada, com conteúdo mucilaginoso abundante e cutícula lisa e delgada. O mesofilo apresenta duas camadas de células de parênquima paliçádico e seis a sete camadas de parênquima lacunoso (Fig. 3 f-h), onde ocorre grande quantidade de grãos de amido e idioblastos lipídicos. A vascularização do cotilédone é feita pela nervura central, que possui um único feixe vascular de maior porte, e duas nervuras laterais, cada uma com um feixe de pequeno

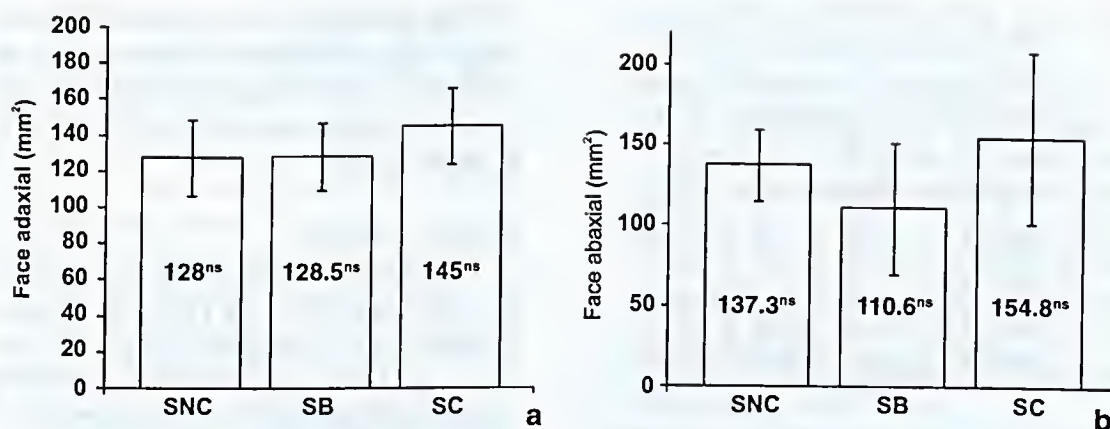



Figura 6 – Densidade estomática do eofilo de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura, em solo não contaminado (SNC), solo biorremediado (SB) e solo contaminado por petróleo (SC), das faces adaxial (a) e abaxial (b). Cada coluna representa a média de cinco repetições e as barras indicam o desvio padrão. ns = não significativo.

porte. Não foram registradas alterações na estrutura dos cotilédones nas plantas dos diferentes tratamentos (Fig. 3 d-h), e a espessura dos cotilédones também não foi alterada pelo solo contaminado nem pelo solo biorremediado ($p>0,05$) (Fig. 4 b).

Os eofilos de *M. pilulifera* apresentam tricomas pluricelulares ramificados ou não (Fig. 5 a-b) e estômatos paracíticos em ambas as faces (Fig. 5 c, e-f). A presença de tricomas estrelados, em folhas adultas de *M. pilulifera,* é citada por Cabrera & Zardini (1978). A estrutura da cera epicuticular e dos tricomas foi visualmente semelhante entre os tratamentos.

O eofilo de *M. pilulifera* possui epiderme unisseriada, cuticularizada, com células que apresentam conteúdo mucilaginoso, em ambas as faces (Fig. 5 i-k). A espessura da cutícula foi semelhante entre os tratamentos (Fig. 5 i-k). O mesofilo é dorsiventral, composto de duas a três camadas de células, sendo uma camada de parênquima paliçádico e uma a duas de parênquima lacunoso (Fig. 5 i-k). O eofilo apresenta pequena curvatura na face adaxial, sobre a nervura central, e uma proeminência na face abaxial. O sistema vascular é constituído por um feixe colateral maior na nervura central e feixes colaterais menores no restante do limbo. No eofilo também ocorrem idioblastos lipídicos (Fig. 5 i).

A estrutura celular dos eofilos (Fig. 5 c-k) e a densidade estomática, tanto da face abaxial quanto da face adaxial de *M. pilulifera,* não foram alteradas em solo contaminado nem em solo biorremediado ($p>0,05$) (Fig. 6 a-b). A espessura dos eofilos de *M. pilulifera* foi 42,44% menor em solo contaminado por petróleo, quando comparada com as plantas em solo não contaminado ($p<0,05$) (Fig. 7). A espessura dos eofilos das plantas em solo biorremediado foi estatisticamente semelhante ao tratamento com solo não contaminado ($p>0,05$) (Fig. 7). A menor espessura do primeiro eofilo de *M. pilulifera*, em solo contaminado por petróleo, se deve ao menor desenvolvimento que ocorreu na parte aérea destas plantas.

Como não foram detectadas alterações na morfologia das células, tricomas e ceras epicuticulares de *M. pilulifera,* é provável que o nível de toxicidade do solo contaminado por petróleo seja baixo para essa espécie. Alkio *et al.* (2005) detectaram deformações nos tricomas e lesões nas folhas de *A. thaliana*, provocadas pela absorção do fenantreno na planta. Devido a ausência de alterações na superfície epidérmica do eofilo de *M. pilulifera*, acredita-se que o solo contaminado 5 anos antes do experimento, não apresentava mais compostos voláteis presentes no petróleo. Folhas adultas de *Podocarpus lambertii*

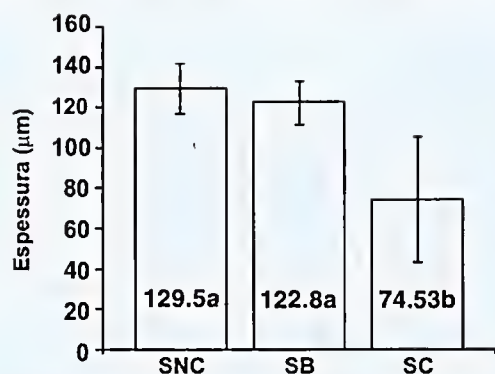



Figura 7 – Espessura do eofilo de *Mimosa pilulifera* Benth., após 30 dias da semeadura, em solo não contaminado (SNC), solo biorremediado (SB) e solo contaminado por petróleo (SC). Cada coluna representa a média de cinco repetições e as barras indicam o desvio padrão. As médias seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes baseadas pelo teste de Tukey ($p<0.05$).

Klotzsch *ex* Endl., expostas à contaminação recente do solo por petróleo, sofreram aumento na espessura do limbo devido ao aumento no tamanho e número de células do parênquima, além de maior índice estomático (Maranho *et al.* 2006). Segundo os autores referidos, essas alterações ocorrem devido a pouca disponibilidade de água no solo. Em *M. pilulifera*, não ocorrerem alterações marcantes devido ao longo período de tempo após a contaminação, o que diminuiu o efeito fitotóxico do solo contaminado.

Conclusão

No sistema radicial, o solo contaminado com petróleo causou alteração na estrutura celular do meristema apical e provocou aumento no número de pêlos radiciais. A região meristemática foi mais curta nas raízes em solo contaminado evidenciando provavelmente menor número de células em mitose. A biorremediação do solo reduziu os efeitos do contaminante tanto no ápice quanto nos pêlos radiciais. A estrutura celular do córtex e do cilindro vascular não foi afetada pelo solo contaminado e nem pelo solo biorremediado.

Na parte aérea, o solo contaminado não causou alteração celular no hipocótilo e no cotilédone, porém a espessura do eofilo foi menor. O solo biorremediado não alterou a parte aérea das plantas.

Agradecimentos

Agradecemos à EMBRAPA pela doação das sementes, à PETROBRÁS pelo financiamento e fornecimento do solo e ao Centro de Microscopia Eletrônica da UFPR pelo uso dos laboratórios e equipamentos.

Referências Bibliográficas

Achuba, F. I. 2006. The effect of sublethal concentrations of crude oil on the growth and metabolism of Cowpea (*Vigna unguiculata*) seedlings. The Environmentalist 26: 17-20.

Adam, G. & Duncan, H. J. 1999. Effect of diesel fuel on growth of selected plant species. Environmental Geochemistry and Health 21: 353-357.

Alkio, M.; Tabuchi, T. M.; Wang, X. & Colón-Carmona, A. 2005. Stress responses to polycyclic aromatic hydrocarbons in *Arabidopsis* include growth inhibition and hypersensitive response-like symptoms. Journal of Experimental Botany 56(421): 2983-2994.

Baker, J. M. 1970. The effects of oils on plants. Environmental Pollution 1(1): 27-44.

Bossert, J. & Bartha, R. 1985. Plant growth in soils with a history of oily sludge disposal. Soil Science 140(1): 75-77.

Cabrera, A. L. & Zardini, E. M. 1978. Manual de la Flora de los Alrededores de Buenos Aires. ACME, Buenos Aires, 755p.

Carvalho, F. J. P. C.; Castro, R. A. C.; Abdanur, A.; Krenczynki, M. C.; Teixeira, S. C. & Coneglian, D. 2003. Relatório sobre o monitoramento do solo contaminado. Repar/SMS.

Clark Jr., R. C. & Brown, D. N. 1977. Petroleum properties and analyses in biotic and abiotic systems. *In*: Malis, D. C.

Effects of petroleum on Artic and Subartic environments in organisms. 1 Nature and fate of petroleum. Academic Press, New York, 89p.

Collin, P. H. 2001. Dictionary of ecology and the environment. London: Peter Collin Publishing. 560p.

Cowell, E. B. 1969. The effects of oil pollution on salt-marsh communities in pembrokeshire and cornwall. Journal of Applied Ecology 6(2): 133-142.

Cutter, E. 1986. Anatomia vegetal: Parte I – Células e tecidos. 2 ed. Roca, São Paulo, 304p.

De Jong, E. 1980. The effect of a crude oil spill on cereals. Environmental Pollution 22: 187-196.

Dorn, P. B. & Salanitro, J. P. 2000. Temporal ecological assessment of oil contamined soils before and after bioremediation. Chemosphere 40: 419-426.

Dorn, P. B.; Vipond, T. E.; Salanitro, J. P. & Wisniewski, H. L. 1998. Assessment of the acute toxicity of crude oils in soils using earthworms, microtox and plants. Chemosphere 35: 845-860.

Esau, K. 1977. Anatomy of seed plants. 2 ed. John Willey and Sons, New York, 550p.

Fowler, J. A. P. & Carpanezzi, A. A. 1998. Tratamento para superação da dormência de *Mimosa pilulifera* Bentham. Comunicado Técnico 30: 1-3.

Johansen, D. A. 1940. Plant Microtechnique. McGraw-Hill Book Co., New York, 450p.

Kraus, E. J. & Arduin, M. 1997. Manual básico de métodos em morfologia vegetal. Edur, Rio de Janeiro, 198p.

Larcher, W. 2000. Ecofisiologia vegetal. RiMa, São Carlos, 335p.

Lin, Q. & Mendelssohn, I. A. 1996. A comparative investigation of the effects of South Louisiana crude oil on the vegetation of fresh, brackish, and salt marshes. Marine Pollution Bulletin 32(2): 202-209.

Ma, Z.; Bielenberg, D. G.; Brown, K. M. & Lynch, J. P. 2001. Regulation of root hair density by phosphorus availability in *Arabidopsis thaliana*. Plant, Cell and Environmentalist 24: 459-467.

Malallah, G.; Afzal, M.; Kurian, M.; Gulshan, S. & Dhami, M. S. I. 1998. Impact of oil pollution on some desert plants. Environment International 24(8): 919-924.

Maranho, L. T.; Galvão, F.; Preussler, K. H.; Muñiz, G. & Kuniyoshi, Y. S. 2006. Efeitos da poluição por petróleo na estrutura da folha de *Podocarpus lambertii* KLotzsch ex Endll., Podocarpaceae. Acta Botanica Brasilica 20(3): 615-624.

Martinez, V. E. & López, M. F. 2001. Efecto de hidrocarborus em lãs propriedades físicas y químicas de suelo argiloso. Terra 19(1): 9-16.

Mayer, J. L. S.; Bona, C.; Santos, G. O. & Koehler, H. S. 2005. Impacto do solo contaminado com petróleo no crescimento e desenvolvimento de *Campomanesia xanthocarpa* O. Berg. (Myrtaceae). *In*: IV Simpósio Nacional e Congresso Latino-americano de Recuperação de Áreas Degradadas, Curitiba, Brasil. Pp. 299-305.

McDowell, E. M. & Trump, B. 1976. Histological fixatives for diagnostic light and electron microscopy. Archives of Pathology & Laboratory Medicine 100: 405-414.

Merkl, N.; Schultze-Kraft, R. & Infante, C. 2004. Phytoremediation in tropics- the effect of crude oil on the growth on tropical plants. Biorremediation Journal 8(3-4): 177-184.

Morley, C. P.; Mainwaring, K. A.; Doerr, S. H.; Douglas, P.; Llewellyn, C. T. & Deker, L. W. 2005. Organic Compounds at different dephts in a sand soil and their role in water repellency. Australian Journal of Soil Research 43(3): 239-249.

O'Brien, T.P.; Feder, N. & McCully, M.E. 1964. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. Protoplasma 59 (2): 368-373.

Pandey, A.; Soccol, C. R. & Mitchell, D. 2000. New development in solid state fermentation: I. bioprocesses and products.

Process biochemistry, Vandoeuvre-les-Nancy 35(10): 1153-1169.

Petrobrás. 2003. Caracterização físico-químico preliminar do óleo derramado da REPAR em julho de 2000. Relatório Técnico, Petrobrás, Curitiba, Paraná, Brasil.

Pezeshki, S. R.; Hester, M. W.; Lin, Q. & Nyman, J. A. 2000. The effects of oil spill and clean-up on dominant US Gulf coast marsh macrophytes: a review. Environmental Pollution 108 (2): 129-139.

Ranwell, D. S. 1968. Extent of demange to coastal habitats due to the torrey canyon incident', in: the biological effects of oil pollution in litoral communities. Field Studies Council. Pp. 39-47.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2 ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Webb, J. W. 1994. Effects of oil on saltmarshes. *In*: Assessing. Effects, natural recovery, and progress in remediation reserach. Symp. Proc. Gulf of México and Caribbean oil spill in Coastal Ecosystems. Pp. 55-61.

Leguminosae em dois fragmentos de floresta estacional semidecidual em Araponga, Minas Gerais, Brasil: arbustos, subarbustos e trepadeiras[1]

José Martins Fernandes[2,3,4] & *Flávia Cristina Pinto Garcia*[2]

Resumo

(Leguminosae em dois fragmentos de floresta estacional semidecidual em Araponga, Minas Gerais, Brasil: arbustos, subarbustos e trepadeiras) É apresentado o estudo taxonômico dos arbustos, subarbustos e trepadeiras de Leguminosae em dois fragmentos de Floresta Estacional Semidecidual em Araponga, próximo ao Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (PESB). A coleta do material botânico foi realizada entre agosto de 2005 e setembro de 2006, durante visitas mensais ao entorno e interior de dois fragmentos florestais. Foram amostrados 21 táxons, distribuídos em 13 gêneros. O gênero com maior número de espécies foi *Desmodium* (4 spp.), seguido por *Chamaecrista*, *Senna*, *Mimosa*, *Centrosema* e *Crotalaria* (2 spp. cada). O hábito subarbustivo foi o mais representado com 13 espécies. O estudo apresenta chave, descrições e ilustrações dos táxons, comentários sobre taxonomia, fenologia, distribuição geográfica e hábitat.

Palavras-chave: Leguminosae, taxonomia, Floresta Atlântica, Zona da Mata Mineira, inventário florístico.

Abstract

(Leguminosae in two fragments of the estacional semidecidual forest fragments in Araponga, Minas Gerais, Brasil: shrubs, subshrubs and vines) The present study focussed on shrubs, subshrubs and vines belonging to the Leguminosae in two Seasonal Semidecidual Forest fragments in Araponga, near the Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (PESB). Collections were carried out between August 2005 and September 2006, in monthly visits to the two sites and their surroundings. Twenty one taxa were found, distributed amongst 13 genera, of which the largest was *Desmodium* (4 spp.), followed by *Chamaecrista*, *Senna*, *Mimosa*, *Centrosema* and *Crotalaria*. (2 spp. each). The most frequent habit was subshrubby, found in 13 species. The study presents identification key, descriptions and illustrations of taxa, as well as data on their phenology, distribution and habitat.

Key words: Leguminosae, taxonomy, Atlantic Forest, Zona da Mata Mineira, floristic survey.

Introdução

Leguminosae é considerada a terceira maior família de angiospermas, com 727 gêneros e 19.325 espécies, distribuídas em três subfamílias: Caesalpinioideae, Mimosoideae e Papilionoideae (Lewis *et al.* 2005). No Brasil, ocorrem cerca de 188 gêneros e 2.100 espécies (Lima 2000). Trata-se de uma família cosmopolita, ocorrendo desde os picos das serras montanhosas até o litoral arenoso, da floresta tropical úmida até desertos, inclusive em ambientes aquáticos, mas os centros de diversidade diminuem a partir do distanciamento da linha do Equador (Lewis 1987). No Brasil, figura entre as principais famílias que compõem a flora dos diversos ecossistemas (Souza & Lorenzi 2005).

Apresentam-se como ervas anuais ou perenes, eretas, prostradas, difusas, trepadeiras, lianas, subarbustos, arbustos e árvores de pequeno, médio ou grande porte (Lewis 1987). A família é monofilética e apresenta as seguintes sinapomorfias: folhas compostas, alternas, com pulvino; pétala adaxial diferenciada e ovário monocarpelar

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 04/2008.

[1]Parte da Dissertação de Mestrado do primeiro autor, Programa de Pós-Graduação em Botânica, Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, Brasil.

[2]Departamento de Biologia Vegetal da Universidade Federal de Viçosa, Avenida P. H. Rolphs s/no, 36571-000, Viçosa, MG, Brasil.
[3]Bolsista do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - CNPq
[4]Autor para correspondência: fernanbio@bol.com.br, fcgarcia@ufv.br

(Chappill 1995). Os frutos são geralmente do tipo legume mas apresentam variações: legume bacóide, nucóide e samaróide, e também lomento, folículo, sâmara e drupa (Barroso *et al.* 1999).

No Brasil, os estudos sobre comunidades de herbáceas e arbustos florestais ainda são escassos (Müller & Waechter 2001). Para Richards (1952), o conhecimento da estrutura e composição dos estratos inferiores de florestas pode fornecer dados importantes sobre as condições ambientais e o estado de conservação da vegetação.

Os estudos taxonômicos realizados com Leguminosae em florestas estacionais semideciduais em Minas Gerais, mostraram a grande diversidade da família nesse tipo de vegetação (Mendonça-Filho 1996; Bortoluzzi *et al.* 2003, 2004; Filardi *et al.* 2007; Lima *et al.* 2007). Em estudos florísticos do estrato arbóreo, Oliveira-Filho (2006) citou Leguminosae com uma das principais famílias em número de espécies para o estado. Saporetti-Júnior (2005) e Soares *et al.* (2006) em estudo fitossociológico do estrato arbóreo no município de Araponga, citaram a família como uma das principais na composição florística e na estrutura da vegetação na região.

Devido à importância de Leguminosae na composição florística e estrutural da vegetação na região de Araponga, este trabalho teve como objetivos: realizar o estudo taxonômico das espécies de Leguminosae subarbustivas, arbustivas e trepadeiras, ocorrentes em dois fragmentos florestais no município de Araponga, Minas Gerais; fornecer chave, descrições e ilustrações dos gêneros e táxons específicos e infra-específicos, comentários sobre taxonomia, distribuição geográfica, hábitat e fenologia.

Material e Métodos

O levantamento florístico foi realizado em dois fragmentos florestais localizados entre os meridianos 42°32' e 42°27'W e os paralelos 20°38' e 20°43'S (Fig. 1), no município de Araponga, Zona da Mata, sudeste de Minas Gerais, no entorno do Parque Estadual da Serra do Brigadeiro (PESB). São áreas particulares de cinco moradores locais, denominadas Fragmento da Eva (3 ha) e Fragmento da Lurdinha (5 ha), estando a uma distância de 3,5 km do PESB, e que sofreram ao longo do tempo a exploração da madeira para uso familiar.

A vegetação pode ser caracterizada como Floresta Estacional Semidecidual, de acordo com a classificação de Veloso *et al.* (1991), e está inserida nos domínios da Floresta Atlântica. Na classificação de Köppen, o clima da região é caracterizado como de Cw_b a Cw_a (mesotérmico) caracterizado por verões brandos a quentes e úmidos com a temperatura média anual de 18°C, sendo que no inverno, é de 10°C; e no verão é de 23°C (ENGEVIX 1995). A precipitação anual varia de 1.200 a 1.800 mm, com período chuvoso de novembro a março, e período seco de maio a setembro, sendo comum nas regiões mais altas a formação de neblina; o relevo é montanhoso com declividade variando de 20 a 45% nas encostas, com altitude média de 1.000 metros e a classe predominante de solo é o Latossolo (Golfari 1975).

Para a coleta do material botânico, foram realizadas visitas mensais aos fragmentos no período de agosto de 2005 a outubro de 2006. O sistema de classificação adotado para família, subfamílias e gêneros está de acordo com Lewis *et al.* (2005). A caracterização quanto ao hábito está de acordo com Guedes-Bruni *et al.* (2002). A terminologia adotada nas descrições morfológicas foi baseada em Radford *et al.* (1974), complementada com termos específicos obtidos em revisões dos gêneros e, para os tipos de frutos, foi utilizada a classificação de Barroso *et al.* (1999). As ilustrações foram realizadas com o auxílio de uma câmara clara acoplada a estereomicroscópio Zeiss, utilizando-se material rehidratado ou fixado em álcool 70%.

Resultados e Discussão

Nos fragmentos florestais amostrados no município de Araponga, foram encontrados 21 táxons de Leguminosae, entre subarbustos, arbustos e trepadeiras, distribuídos em 13 gêneros. Os gêneros com maior número de espécies foram *Desmodium* (4 spp.), seguido por *Chamaecrista*, *Senna*, *Mimosa*, *Centrosema* e *Crotalaria* (2 spp. cada). *Aeschynomene*, *Camptosema*, *Cleobulia*, *Indigofera*, *Rhynchosia*, *Stylosanthes* e *Zornia* estão representados nas áreas por uma espécie cada. O hábito subarbustivo foi o mais representado com 13 espécies, seguido pelas trepadeiras e arbustos com cinco e três espécies, respectivamente. As espécies amostradas no estudo são de ampla distribuição, com exceção de *Camptosema bellum* que é restrita aos estados de Minas Gerais e Espírito Santo.

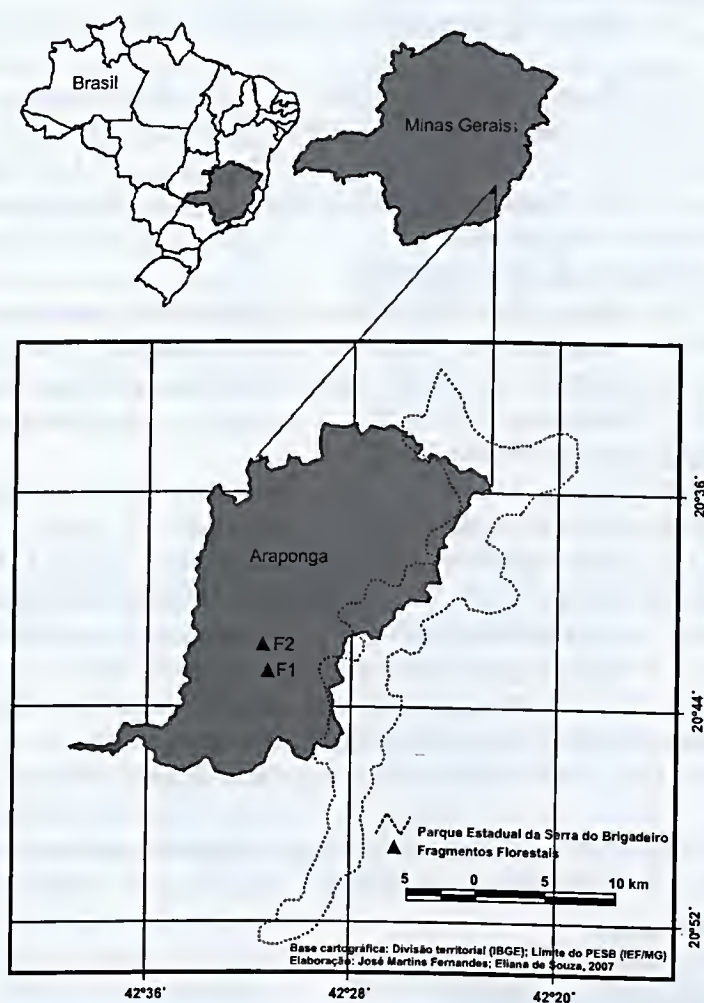



Figura 1 – Localização dos fragmentos de Floresta Estacional Semidecidual estudados no município de Araponga, Minas Gerais: F1 – Fragmento da Lurdinha e F2 – Fragmento da Eva.

Chave para identificação dos táxons de Leguminosae em fragmentos florestais em Araponga (MG): arbustos, subarbustos e trepadeiras

1. Folhas uni-trifolioladas.
    2. Folhas unifolioladas ou bifolioladas.
        3. Folhas unifolioladas .... 3.5.1. *Crotalaria breviflora*
        3'. Folhas bifolioladas.
            4. Folíolos elípticos a lanceolados, pecíolo 1–1,5 cm compr. face adaxial glabra; fruto lomento .... 3.10. *Zornia gemella*
            4'. Folíolos obovados, pecíolo 0,3–0,5 cm compr., face adaxial esparso-serícea; fruto legume .... 1.1.2. *Chamaecrista rotundifolia* var. *rotundifolia*
    2'. Folhas trifolioladas.
        5. Trepadeiras.
            6. Folíolos laterais simétricos.
                7. Flores não ressupinadas; cálice tubular, tetrâmero, avermelhado .... 3.2. *Camptosema bellum*
                7'. Flores ressupinadas; cálice campanulado, pentâmero, esverdeado.
                    8. Folíolos terminais ovados a ovado-lanceolados; lacínios laterais inferiores do cálice menores que o tubo .... 3.3.1. *Centrosema arenarium*
                    8'. Folíolos terminais lanceolados, lacínios laterais inferiores do cálice maiores que o tubo .... 3.3.2. *Centrosema virginianum*
            6'. Folíolos laterais assimétricos.
                9. Folíolos terminais elípticos; corola lilás; legume não constricto entre as sementes .... 3.4. *Cleobulia multiflora*
                9'. Folíolos terminais ovados; corola amarela; legume constricto entre as sementes .... 3.8. *Rhynchonsia phaseoloides*
        5'. Arbustos ou subarbustos.
            10. Estípula amplexicaule ....3.9. *Stylosanthes guianensis* var. *guianensis*
            10'. Estípula não amplexicaule.
                11. Corola amarela; fruto legume inflado .... 3.5.2. *Crotalaria incana*
                11'. Corola rosada, avermelhada ou arroxeada; fruto lomento.
                    12. Folíolos laterais assimétricos .... 3.6.2. *Desmodium affine*
                    12'. Folíolos laterais simétricos.
                        13. Folíolos terminais amplo-elípticos ... 3.6.1. *Desmodium adscendens*
                        13'. Folíolos terminais elípticos ou ovados.
                            14. Folíolos elípticos; estípulas soldadas; artículos do lomento oblongos . ... 3.6.3. *Desmodium incanum*
                            14'. Folíolos ovados; estípulas livres entre si; artículos do lomento triangulares .... 3.6.4. *Desmodium uncinatum*

1'. Folhas plurifolioladas.
    15. Folhas pinadas.
        16. Nectário foliar presente.
        17. Folíolos obovados ou elípticos.
            18. Folíolos com ápice arredondado; nectário na base do pecíolo; legume plano-compresso .... 1.2.1. *Senna cernua*
            18'. Folíolos com ápice retuso; nectário entre o primeiro par de folíolos; legume subcilíndrico .... 1.2.2. *Senna pendula* var. *glabrata*

17'. Folíolos linear-oblongos .... 1.1.1. *Chamaecrista nictitans* var. *disadena*
16'. Nectário foliar ausente.
19. Folha paripinada; fruto lomento .... 3.1. *Aeschynomene elegans*
19'. Folha imparipinada; fruto legume .... 3.7. *Indigofera suffruticosa*
15'. Folhas bipinadas.
20. Pina 1 par; foliólulos 2 pares por pina .... 2.1.2. *Mimosa velloziana*
20'. Pina 4–5 pares; foliólulos 13–17 pares por pina .... 2.1.1. *Mimosa diplotricha*

1. Caesalpinioideae

1.1. *Chamaecrista* Moench, Methodus 272. 1794.

Árvores, arbustos, subarbustos ou ervas. Folhas pinadas; estípulas presentes e estipelas ausentes; nectário foliar presente ou ausente no pecíolo ou entre os folíolos; folíolos opostos, raramente subopostos. Inflorescências racemosas, axilares, caulifloras, ramifloras ou supra-axilares; brácteas e bractéolas presentes, às vezes caducas; flores pentâmeras, zigomorfas ou levemente assimétricas; cálice dialissépalo, esverdeado ou amarelado; corola dialipétala, amarela; androceu dialistêmone, 5–10 estames férteis, iso ou heterodínamos; estaminódio às vezes presente; ovário pluriovulado. Fruto legume, deiscência elástica; semente com testa lisa ou pontuada.

1.1.1 *Chamaecrista nictitans* var. ***disadena*** (Steud.) H.S. Irwin & Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 35: 826. 1982. Fig. 2 a-b

Subarbustos 30-40 cm alt.; ramos jovens vilosos. Estípulas 9–12 mm compr., lanceoladas, pubescentes, persistentes; pecíolo 4–5 mm compr., canaliculado, viloso; nectário foliar no pecíolo, caliciforme, estipitado; raque 3–5 cm compr., canaliculada, pubescente; folíolos 17–23 pares, 0,5–1,4 × 0,1–0,2 cm, linear-oblongos, ápice agudo, base assimétrica, face adaxial glabrescente, face abaxial pubescente. Pedúnculo 1–2 mm compr.; brácteas 4–5 mm compr., lanceoladas, pubescentes; bractéolas 2,5–2,8 mm compr., lanceoladas, pubescentes externamente; cálice 7–8,2 mm compr., pubescente externamente; corola ca. 2 cm compr.; estames 10, heterodínamos, 5 maiores, filetes 8–11 mm compr., anteras 5–6 mm compr., 5 menores, filetes 7–11 mm compr., anteras 3–3,1 mm compr., sem estaminódios; ovário 5,2–7 mm compr., levemente curvo, pubescente; estilete 3–4 mm compr., curvo, glabro; estigma lateral, truncado, ciliado. Legume 4,5–6 × 0,4–0,5 cm, plano-compresso, pubescente; 12–22 sementes, 3,3–4 × 1,8–2 mm, oblongas, avermelhadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 25.II.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 189* (VIC); 16.XII.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 413* (VIC).

Chamaecrista nictitans var. *disadena* distingue-se de *C. rotundifolia* var. *rotundifolia* por apresentar folíolos com 17–23 pares, nectário foliar estipitado no pecíolo e corola com ca. 2 cm de comprimento, enquanto que a segunda variedade apresenta folhas com um par de folíolos, ausência de nectário foliar no pecíolo e corola de 5–5,7 mm de comprimento. A variedade ocorre no México, Panamá, Colômbia, Bolívia, Venezuela, Guiana, Suriname e Brasil. No Brasil, está distribuída nos estados de Roraima, Amapá, Amazonas, Ceará, Bahia e Minas Gerais (Irwin & Barneby 1982). Nos fragmentos estudados, ocorrem em áreas abertas e antropizadas. Floresce de novembro a março e frutifica de dezembro a junho.

1.1.2 *Chamaecrista rotundifolia* (Pers.) Greene var. ***rotundifolia***, Syn. Pl. 1: 456. 1805. Fig. 2 c-e

Subarbustos 30–40 cm alt.; ramos jovens hirsutos. Estípulas 7–13 mm compr., lanceoladas, ciliadas, adpressas ao caule, persistentes; pecíolo 3–5 mm compr., canaliculado, pubescente; nectário foliar ausente; raque 2–3 mm compr., canaliculada, esparso-serícea; folíolos 2, 0,9–2,1 × 0,6–1,4 cm, obovados, ápice emarginado a

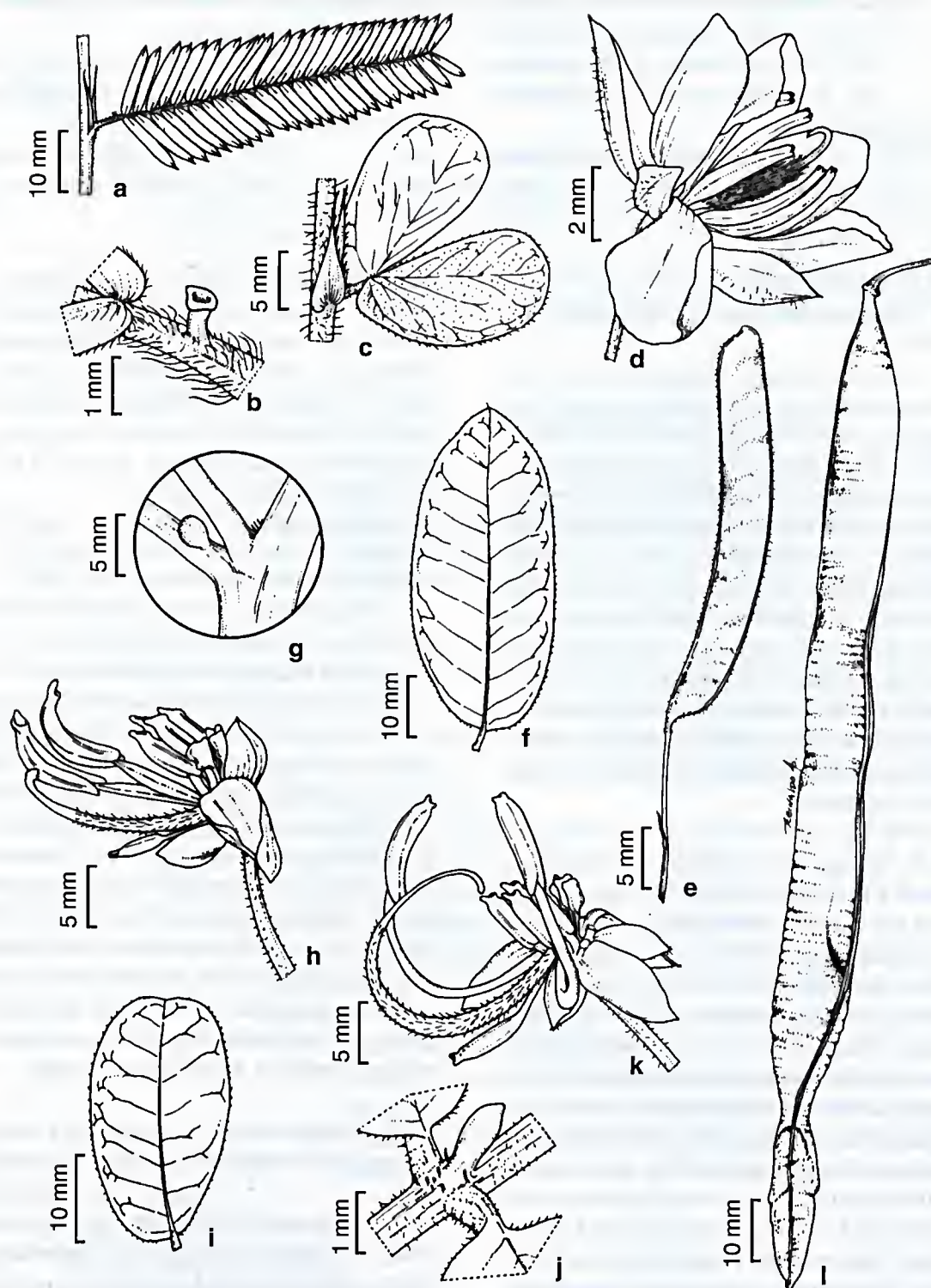



Figura 2 – a-b. *Chamaecrista nictitans* var. *disadena* – a. folha; b. nectário. c-e. *C. rotundifolia* var. *rotundifolia* – c. folha; d. flor; e. fruto. f-h. *Senna cernua* – f. folíolo; g. nectário foliar; h. flor sem pétalas. i-l. *S. pendula* var. *glabrata* – i. folíolo; j. nectário foliar; k. flor sem pétalas; l. fruto. (a-b *Fernandes 189*; c-e *Fernandes 172*; f-h *Fernandes 136*; i-k *Fernandes 263*; l *Fernandes 252*)

retuso, base oblíqua, faces adaxial e abaxial esparso-seríceas, margens ciliadas. Pedúnculo ausente; brácteas 1,3–1,5 mm compr., lanceoladas, glabrescentes; cálice 3,2–5 mm compr., pubescente externamente; corola 5–5,7 mm compr.; estames 5, isodínamos, 4,2–4,8 mm compr., anteras 3,2–3,6 mm compr., estaminódios 3; ovário ca. 3 mm compr., seríceo, reto; estilete 1,8–2 mm compr., curvo, glabro; estigma lateral, truncado, ciliado. Legume 2,3–3,3 × 0,4 cm, plano-compresso, esparso-hirsuto; 7-10 sementes, 3–3,2 × 1–1,5 mm, oblongas, acinzentadas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 172* (VIC).

Está distribuída dos Estados Unidos (Flórida) até a Argentina. No Brasil, ocorre nos estados do Mato Grosso, Goiás, Maranhão, Tocantins, Paraná, Rio de Janeiro, Espírito Santo (Irwin & Barneby 1982), São Paulo, Rio Grande do Sul (Bortoluzzi 2004) e Minas Gerais. Ocorre em cerrados, campos, áreas abertas e perturbadas, margens de estrada, florestas alteradas e pastagens (Irwin & Barneby 1982). Está bem representada no entorno dos fragmentos em áreas alteradas ou não. Floresce de novembro a junho e frutifica de janeiro a setembro.

1.2 *Senna* Mill., Gard. Dict. Abr. (ed. 4) 3: 1754.

Árvores, arbustos ou subarbustos. Folhas pinadas; estípulas presentes, estipelas ausentes; nectário foliar presente no pecíolo ou entre os pares de folíolos, às vezes ausentes; folíolos opostos, raramente subopostos. Inflorescências racemosas ou paniculadas, multifloras até bifloras, axilares ou terminais; brácteas presentes e bractéolas ausentes; flores pentâmeras, zigomorfas ou levemente assimétricas; cálice dialissépalo, esverdeado ou amarelado; corola dialipétala, amarela; androceu dialistêmone, 7 estames férteis, heterodínamos, 3 maiores adaxiais, 4 menores medianos, 3 estaminódios abaxiais; ovário pluriovulado. Fruto legume bacóide, deiscente, raramente indeiscente; sementes compressas, geralmente areoladas.

1.2.1 *Senna cernua* (Balb.) H.S. Irwin & Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 35: 419. 1982. Fig. 2 f-h

Subarbustos 60–80 cm alt.; ramos jovens esparso-seríceos. Estípulas 5–6 mm compr., lanceoladas, esparso-seríceas, decíduas; pecíolo 3–9,5 cm compr., cilíndrico, esparso-seríceo; nectário foliar cônico, na base do pecíolo; raque 10–17 cm compr., cilíndrica, esparso-serícea; folíolos 5–9 pares, 3–8,6 × 1,5–3,3 cm, elíptico-obovados, ápice arredondado, base assimétrica, face adaxial glabra e abaxial serícea. Inflorescências racemosas, terminais; pedúnculo 0,7–1,5 mm compr.; raque 1,5–3 cm compr., estriada, esparso-serícea; brácteas 7–8,2 mm compr., lanceoladas, pubescentes; cálice 4–11 mm compr., pubescente externamente; corola 1,6–2 cm compr.; estames maiores 3, filetes 8–15 mm compr., anteras 5–8 mm compr., medianos 4, filetes 2–3 mm compr., anteras 4–5 mm compr., estaminódios 3; ovário 13–15 mm compr., seríceo, curvo; estilete 2-3 mm compr., glabro, curvo; estigma terminal, truncado, ciliado. Legume 20–27 × 0,4 cm, plano compresso, esparso seríceo; 90 sementes, unisseriadas, 3 × 1–2 mm, elípticas, enegrecidas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 27.I.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 136* (VIC); *idem*, fl. e fr., *J. M. Fernandes 137* (VIC).

Senna cernua distingue-se de *Senna pendula* var. *glabrata* por apresentar pecíolo longo, de 3-9,5 cm comprimento, com um nectário basal cônico, folíolos 5–9 pares, elíptico-obovados, frutos 20–27 cm comprimento, estreitos (0,4 cm largura), enquanto a segunda possui cinco pares de folíolos obovados, nectário claviforme, presente apenas no primeiro par de folíolos e três estames longos. A espécie ocorre no Paraguai e no Brasil, nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Goiás e Mato Grosso (Irwin & Barneby 1982). Ocupa ambientes de cerrado, sendo comumente encontrada em floresta de encosta, ao longo de estradas, pastagens, em lugares cultivados ou abandonados e em locais de altitude (Irwin & Barneby 1982). Floresce de novembro a maio e frutifica de fevereiro a setembro.

1.2.2 *Senna pendula* var. *glabrata* (Vogel) H.S. Irwin & Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 35: 382. 1982. Fig. 2 i-l

Arbustos 1–3 m alt.; ramos jovens pubescentes. Estípulas 11–14 mm compr., lineares, pubescentes; pecíolo 2,2–2,8 cm compr., canaliculado, pubescente; raque 3,5–4,7 cm compr., canaliculada, pubescente; nectário foliar claviforme, entre o primeiro par de folíolos; folíolos 5 pares, 1,2–4 × 1–1,6 cm, obovados, ápice retuso, base levemente oblíqua, face adaxial glabra e abaxial pubescente. Inflorescências racemosas, terminais; pedúnculo 5–8 mm compr.; raque 2,5–3,7 cm compr., canaliculada, serícea a vilosa; brácteas 1,5–2,5 mm compr., lanceolada; cálice 5–10 mm compr., pubescente; corola 2–2,4 cm compr., zigomorfa; estames maiores 3, filetes 22–30 mm compr., anteras ca. 10 mm compr., medianos 4, filetes ca. 2 mm compr., anteras 5–6 mm compr., estaminódios 3; ovário 17–21 mm compr., curvo, pubescente; estilete ca. 6 mm compr., curvo, glabro; estigma terminal, truncado, ciliado. Legume bacóide, 6–19 × 1–1,5 cm, subcilíndrico, glabro; 25–60 sementes, bisseriadas, 7 × 4–5 mm, oblongas, enegrecidas.

Material examinado: *Fragmento da Eva, 28.IV.2006,* fl., *J. M. Fernandes 263* (VIC); *idem*, fl., *J. M. Fernandes 270* (VIC); *idem*, 5.VIII.2006, fr., *J. M. Fernandes 352* (VIC).

Senna pendula var. *glabrata* ocorre no Paraguai e no Brasil, nos estados de Minas Gerais, Mato Grosso, São Paulo, Bahia e Paraná (Irwin & Barneby 1982). Ocupa ambientes de cerrado, cerradão, mata ciliar entre 450–1.100 m, até os campos rupestres (Irwin & Barneby 1982), incluindo áreas de pastagens, roças e beiras de estradas. Nos fragmentos, ocorre no subosque e entorno. Floresce de fevereiro a maio e frutifica de abril a agosto.

2. Mimosoideae

2.1 *Mimosa* L., Sp. Pl. 1: 516-523. 1753.

Árvores, arbustos, trepadeiras, subarbustos ou ervas; ramos inermes ou aculeados. Folhas bipinadas; estípulas presentes, na maioria das vezes persistentes; nectário foliar ausente; pinas 1–20 pares, opostas, primeiro par geralmente diferenciado em parafilídios. Inflorescências espiciformes ou capituliformes, axiais ou terminais, homomórficas ou heteromórficas; flores 3–6-mera; cálice gamossépalo, campanulado; corola gamopétala, campanulada, actinomorfa; androceu iso, diplostêmone ou polistêmone, filetes geralmente róseos ou purpúreos, livres ou unidos na base; gineceu unicarpelar; ovário pluriovulado. Fruto craspédio, deiscente ou indeiscente; semente não alada, pleurograma presente.

2.1.1 *Mimosa diplotricha* C. Wright, Anales Acad. Ci. Med. Habana 5: 405. 1868. Fig. 3 a-b

Subarbustos 30–40 cm alt.; ramos jovens esparsamente hirsutos, aculeados. Estípulas 3–4 mm compr., subuladas a lineares, persistentes; pecíolo 1,5–2,4 cm compr., quadrangular, hirsuto, aculeado; raque 1,4–1,8 cm compr., canaliculada, hirsuta; pinas 4–5 pares, foliólulos 13–17 pares por pina, 4–4,5 × 1–1,5 mm, oblongos, ápice agudo, base truncada, faces adaxial e abaxial glabrescentes. Inflorescências capituliformes, axilares, heteromórficas; flores masculinas ou hermafroditas; pedúnculo 0,3–0,8 mm compr.; raque 2–3 mm compr.; brácteas 0,8–1 mm compr., espatuladas; flores sésseis; cálice 5 sépalas, 0,5–0,8 mm compr., glabro; corola 4 pétalas, ca. 2,5 mm compr., glabra; estames 8, 4–6 mm compr., heterodínamos, róseos; ovário 0,6–1 mm compr., presença de tricomas glandulares na base; estilete 5–5,8 mm compr., levemente curvo; estigma terminal, infundibuliforme, glabro. Craspédio 1,3–1,8 × 0,4cm, 3–5-articulados, híspido, estrigoso; sementes 3 × 2 mm, oblongas, castanhas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl., *J. M. Fernandes 170* (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Belo Horizonte, Barreiro, Serra do Curral, 27.III.1955, fr., *L. Roth s.n.* (RB143085).

Mimosa diplotricha distingue-se de *M. velloziana* por apresentar de 4–5 pares de pinas, foliólulos de 13–17 pares por pina e flores com oito estames, enquanto que *M. velloziana*

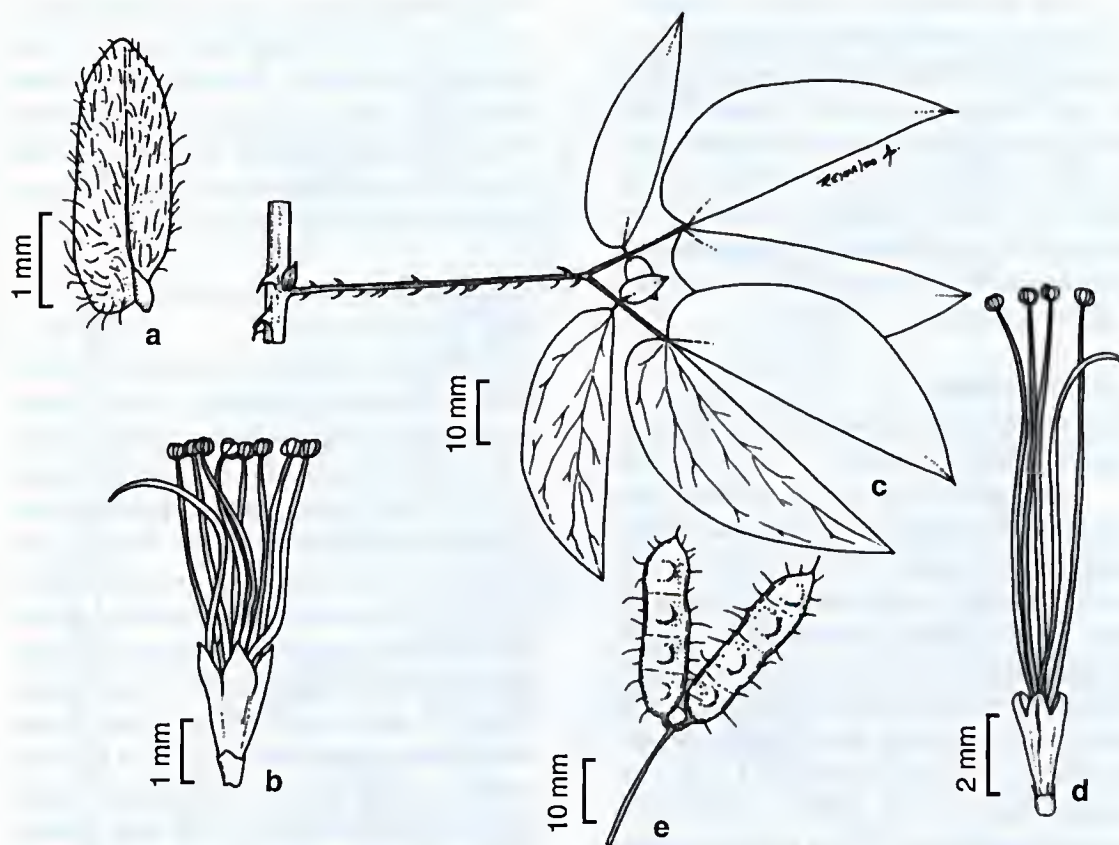



Figura 3 – a-b. *Mimosa diplotricha* – a. foliólulo; b. flor. c-e. *M. velloziana* – c. folha; d. flor; e. frutos (a-b *Fernandes 170*; c-e *Fernandes 394*).

apresenta exatamente um par de pina e 4 estames. Está distribuída do sul do México, Cuba, Porto Rico, Haiti, Equador, Brasil e, do Paraguai até a Argentina. No Brasil, ocorre na Bahia (Lewis 1987), Goiás, Minas Gerais e Santa Catarina (Barneby 1991). No Fragmento da Eva, ocorre em ambientes alterados e abertos com predominância de gramíneas. Floresce de fevereiro a abril, frutifica em março.

2.1.2 ***Mimosa velloziana*** Mart., Flora 22(1, Beibl.): 9. 1839. Fig. 3 c-e

Arbustos 1–1,5 m alt.; ramos jovens glabrescentes, aculeados. Estípulas 2,5–3 mm compr., ovadas, glabrescentes, persistentes; pecíolo 1,6–6 cm compr., canaliculado, aculeado; raque 0,5–1 cm compr., canaliculada, tomentosa; pinas 1 par; foliólulos 2 pares por pina, 20–58 × 5–24 mm, elíptico-subfalcados, ápice agudo a acuminado, base oblíqua, margens ciliadas, face adaxial glabra e abaxial puberulenta. Inflorescências capituliformes, axilares, terminais; heteromórficas; pedúnculo 17–20 mm compr.; brácteas 2,3–3,5 mm compr., lanceolada, ciliada; raque ca. 3 mm compr.; cálice 5 sépalas, 0,3–0,4 mm compr.; corola 4 pétalas, 2,5–3 mm compr., serícea no ápice; estames 4, ca. 10 mm compr., isodínamos, róseos com base avermelhada; ovário 5-6 mm compr., glabrescente; estilete 9–10 mm compr., glabro; estigma terminal, cilíndrico, glabro. Craspédio 3–4,5 × 1–1,3 cm, 3–5-articulado, aculeados; 3–5 sementes, 1,8–2 × 1–1,5 mm, elípticas a obovadas, enegrecidas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 9.VI.2006, fr., *J. M. Fernandes 289* (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Araponga, comunidade São Joaquim (beira da estrada), 15.XI.2006, fl., *J. M. Fernandes 394* (VIC); Reserva Florestal da Mata do Paraíso, 12.IX.2001, fr., *F. C. P. Garcia e I. M. Corrêa 856* (VIC).

Está distribuída no México, Panamá, Colômbia, Bolívia, Brasil, Paraguai e Venezuela. No Brasil, é citada para os estados do Pará, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Paraná e na região amazônica, ocupando áreas de altitude (Barneby 1991). No Fragmento da Lurdinha, ocorre apenas no entorno, em ambientes com predominância de gramíneas e trepadeiras. Floresce em novembro e frutifica de junho a setembro.

3. Papilionoideae

3.1 ***Aeschynomene elegans*** Schltdl. & Cham., Linnaea 5: 583-584. 1830. Fig. 4 a-b

Subarbustos 30–40 cm alt.; ramos jovens seríceos. Folhas paripinadas; estípulas 4–5 mm compr., lanceoladas, seríceas, persistentes; pecíolo 3–4 mm compr., canaliculado, seríceo; raque 1–2 cm compr., canaliculada, serícea; folíolos 8–12, 0,6–1 × 0,3–0,5 cm, oblongos, raro obovados, ápice arredondado, base aguda, faces adaxial e abaxial seríceas. Inflorescências pseudo-racemosas, axilares; pedúnculo 1,5–2,3 cm compr.; raque 3–6 cm compr., canaliculada, sericea; brácteas ca. 1,6 mm compr., ovadas, pubescentes, ciliadas; flores pentâmeras; cálice gamossépalo, campanulado, 2–2,8 mm compr., seríceo; corola dialipétala, papilionácea, amarela, com guias de néctar, vináceo, vexilo 6,5–7 mm compr., alas 6–7 mm compr.; pétalas da carena 6–7 mm compr.; estames 10, diadelfos (5+5), 6–6,3 mm compr., anteras isomórficas; gineceu estipitado; estípite 1,3–1,5 mm compr.; ovário 3–3,5 mm compr., seríceo, pluriovulado; estilete 2–3 mm compr., reto, glabro; estigma terminal, infundibuliforme, glabro. Lomento 1–1,5 × 0,2 cm, 4–6-articulado, uncinado; 4–6 sementes, 2 × 1,2 mm, reniformes, castanho-claras.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 27.I.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes et al. 139* (VIC); *idem*, 28.IV.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes et al. 277* (VIC); Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes et al. 173* (VIC).

Aeschynomene elegans é facilmente reconhecida na área por apresentar hábito subarbustivo, folhas paripinadas, 8–14 folíolos oblongos e frutos do tipo lomento. Está distribuída do México à Argentina (Brandão 1992). No Brasil, ocorre na Bahia, Pernambuco e nos estados das Regiões Sudeste e Sul, ocupando ambientes diversos, desde áreas muito secas até aquelas paludosas (Oliveira 2002). Ocorre apenas no entorno dos fragmentos em ambientes sombrios e úmidos. Floresce e frutifica o ano todo.

3.2 ***Camptosema bellum*** (Mart.) Benth., Fl. Bras. 15(1B): 156. 1862. Fig. 4 c-d

Trepadeiras; ramos jovens esparso-seríceos. Folhas trifolioladas; estípulas 2–2,2 mm compr., lanceoladas, esparso-seríceas, caducas; pecíolo 2–4,2 cm compr., canaliculado, pubescente; raque 4–9 mm compr., canaliculada, esparso-sericea; folíolos laterais simétricos; folíolo terminal 2,6–5,3 × 1,7–2,5 cm compr., ovado-elíptico, ápice agudo, base arredondada, faces adaxial e abaxial glabrescentes. Inflorescências pseudo-racemosas, axilares; pedúnculo 0,7–1,5 cm compr.; raque 2–3 mm compr., estriada, pubescente; flores não ressupinadas; brácteas 1–1,2 mm compr., amplo-ovadas, pubescentes; cálice gamossépalo, tubular, 27–28 mm compr., tetrâmero, avermelhado; corola dialipétala, ungüiculada, avermelhada, vexilo 4–5,4 cm compr., alas 3,7–4,9 cm compr., pétalas da carena 3,9–4,9 cm compr.; estames 10, diadelfos, 34–41 mm compr., anteras isomórficas; gineceu estipitado; estípite 10–15 mm compr.; ovário 10–12 mm compr., seríceo, pluriovulado; estilete 9–13 mm compr., reto; estigma terminal, truncado, glabro. Fruto não observado.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 180* (VIC); *idem*, 28.IV.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 266* (VIC).

Camptosema bellum é reconhecida na área estudada por apresentar hábito trepador, folíolos laterais simétricos, terminal ovado-elíptico, cálice tubular, tetrâmero e corola não ressupinada. É conhecida apenas em áreas serranas nos estados de Minas Gerais e Espírito Santo, em ambientes exclusivamente de subosque e de matas úmidas (Queiroz 1999). No Fragmento da Eva, ocorre em áreas úmidas do subosque. Floresce de fevereiro a abril, mas não houve a formação de frutos.

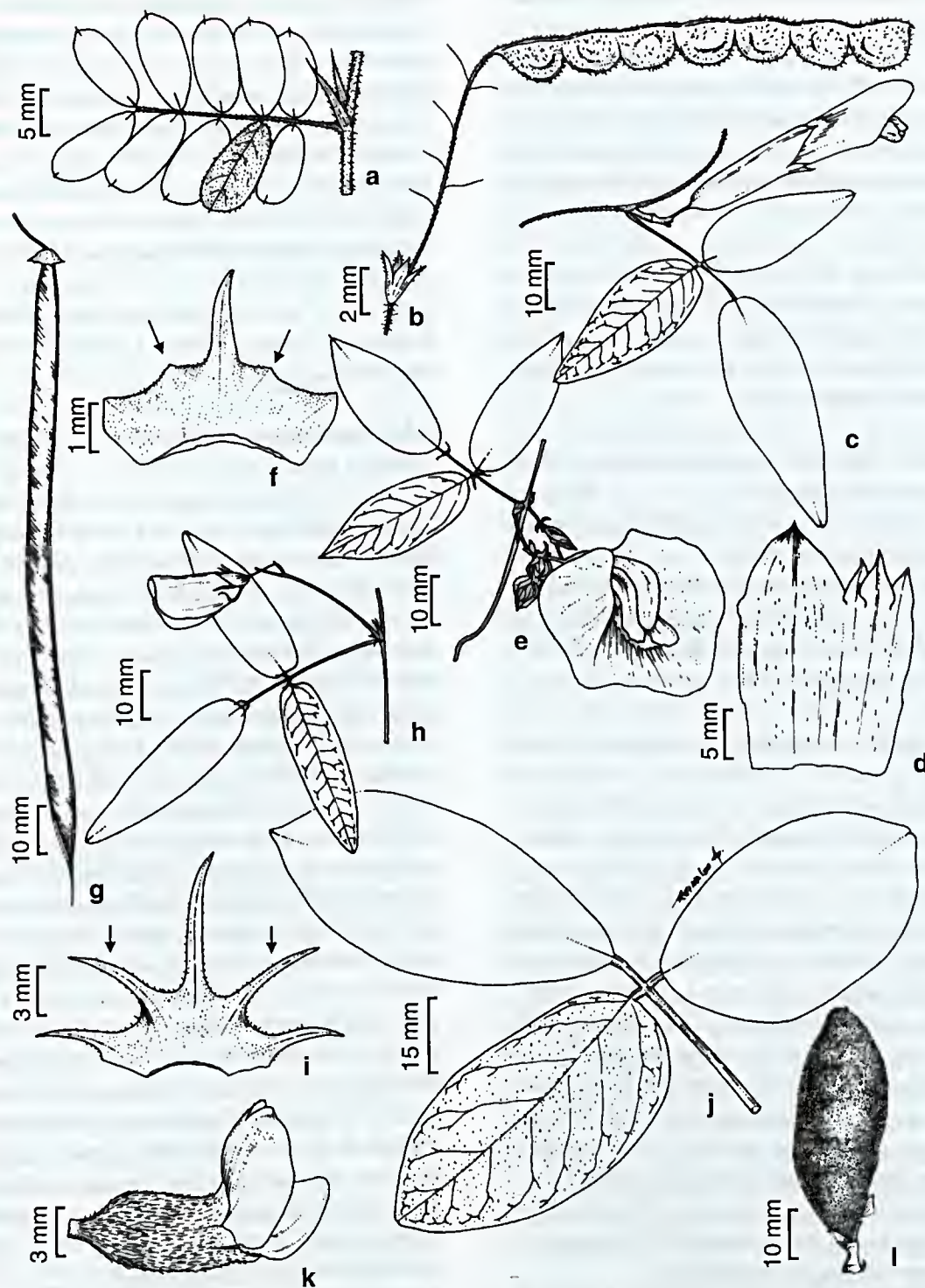



Figura 4 – a-b. *Aeschynomene elegans* – a. folha; b. fruto. c-d. *Camptosema bellum* – c. ramo com folha e flor; d. cálice. e-g. *Centrosema arenarium* – e. ramo com folha e flor; f. setas apontando lacínios laterais inferiores do cálice; g. fruto. h-i. *Centrosema virginianum* – h. ramo com folha e botão; i. setas apontando lacínios laterais inferiores do cálice. j-l. *Cleobulia multiflora* – j. folha; k. flor; l. fruto. (a-d *Fernandes 266*; e-f *Fernandes 268*; g *Fernandes 301*; h-i *Fernandes 238*; j-k *Fernandes 275*; l *Fernandes 392*)

3.3. *Centrosema* (DC.) Benth., Comm. Legum. Gen. 53-54. 1837.

Subarbustos, trepadeiras ou ervas. Folhas 1–3(–4–7) folioladas; estípulas e estipelas persistentes, raro caducas. Inflorescências racemosas, axilares, raramente terminais; flores pentâmeras, zigomorfas, ressupinadas; cálice gamossépalo, campanulado; corola gamopétala, ungüiculada, violácea, rosada, azulada ou alva, vexilo calcarado no dorso; estames 10, diadelfos (9+1), anteras isomórficas; gineceu séssil a subséssil, ovário pluriovulado. Fruto legume, deiscente, rostrado; semente cilíndrica ou oblonga.

3.3.1 *Centrosema arenarium* Benth., Comm. Legum. Gen. 55. 1837. Fig. 4 e-g

Trepadeiras; ramos jovens seríceos. Folhas trifolioladas; estípulas 3–4 mm compr., triangulares, esparso-seríceas; pecíolo 1,1–3,3 cm compr., canaliculado, esparso-hirsuto; raque 0,7–1,5 cm compr., canaliculada, serícea; folíolos laterais simétricos; folíolo terminal 2,7–8 × 1–3,5 cm, ovado a ovado-lanceolado, ápice acuminado, base obtusa, faces adaxial e abaxial glabrescentes. Inflorescências racemosas, axilares ou terminais, 4–6 flora; pedúnculo 0,6–1,2 cm compr.; raque 4–7 mm compr., estriada, pubescente; brácteas 1–1,5 mm compr., triangulares; bractéolas 8–11 mm compr., ovadas, puberulentas; tubo do cálice ca. 4 mm compr., lacínios superiores 1–1,5 mm compr., lacínios laterais inferiores 1–1,5 mm compr., lacínio inferior mediano 5–6 mm compr.; corola púrpura, vexilo 2,8–3,5 cm compr., alas 2,3–2,5 cm compr., pétalas da carena 2,4–3 cm compr.; estames 25–27 mm compr.; ovário 13–15 mm compr., pubescente; estilete 5–7 mm compr., pubescente; estigma terminal, truncado, glabro. Legume 11–14 × 0,5 cm, plano-compresso, reto, glabrescente a pubescente; 10–15 sementes, 5 × 3 mm, oblongas, enegrecidas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 1.V.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 268* (VIC); *idem*, 28.VI.2006, fr., *J. M. Fernandes et al. 301* (VIC).

Centrosema arenarium distingue-se de *Centrosema virginianum*, por apresentar folíolos ovados a ovado-lanceolados e lacínios laterais inferiores do cálice menores que o tubo, enquanto que a segunda espécie apresenta folíolos laterais e terminal lanceolados e lacínios laterais inferiores maiores que o tubo do cálice. Está distribuída do Ceará ao Paraná (Barbosa-Fevereiro 1977). Ocorre em locais de cerrado, litoral e serras úmidas, principalmente nos solos arenosos, terrenos abandonados ou cultivados (Barbosa-Fevereiro 1977). No Fragmento da Eva, ocorre no subosque e em áreas abertas do entorno. Floresce de abril a junho e frutifica de junho a agosto.

3.3.2 *Centrosema virginianum* (L.) Benth., Comm. Legum. Gen. 56. 1837. Fig. 4 h-i

Trepadeiras; ramos jovens hirsutos. Folhas trifolioladas; estípulas 4–4,6 mm compr., triangulares a ovadas, pubescentes; pecíolo 2–4 cm compr., canaliculado, pubescente; raque ca. 8 mm compr., canaliculada, pubescente; folíolos laterais simétricos, lanceolados; folíolo terminal 3,5–7,5 × 0,9–1,8 cm, lanceolado, ápice agudo, base emarginada, face adaxial puberulenta, face abaxial pubescente. Inflorescências racemosas, plurifloras, axilares; pedúnculo 2,5–3 cm compr.; brácteas 3,5–4 mm compr., lanceoladas, pubescentes; raque 3–7 mm compr., plana, pubescente; bractéolas 6–7 mm compr., ovadas a falcadas, pubescentes; tubo do cálice 4–6 mm compr., lacínios superiores ca. 3 mm compr., lacínios laterais inferiores 5–6 mm compr., lacínio inferior mediano 5–9 mm compr.; corola violácea, vexilo 2,2–2,5 cm compr., alas 1,6–1,8 cm compr., pétalas da carena 1,9–2 cm compr.; estames 20–24 mm compr.; ovário 12–13 mm compr., pubescente; estilete ca. 4 mm compr., pubescente; estigma terminal, truncado, glabro. Legume 8,5–9,5 × 0,3 cm, plano compresso, levemente curvado, esparso-seríceo; 14–20 sementes, 3–3,8 × 2–2,2 mm, oblongas, marmoreadas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 26.III.2006, fl., *J. M. Fernandes et al.* 238 (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Ouro Preto, Parque Estadual do Itacolomi, 8.V.2004, fr., *Dutra et al. 232* (VIC).

Ocorre dos Estados Unidos à Argentina (Miotto 1987). No Brasil, está presente do Ceará ao Rio Grande do Sul (Barbosa-Fevereiro 1977). Ocorre em vegetação de restinga, cerrado, caatinga, praia, lugares úmidos ou secos, na sombra ou não, em solos argilosos ou arenosos (Barbosa-Fevereiro 1977). No Fragmento da Eva, ocorre em áreas úmidas do entorno. Floresce de fevereiro a abril e frutifica em maio.

3.4 ***Cleobulia multiflora*** Mart. *ex* Benth., Comm. Legum. Gen. 67. 1837. Fig. 4 j-l

Trepadeiras; ramos jovens velutinos. Folhas trifolioladas; estípulas ca. 2 mm compr., triangulares, vilosas, persistentes; estipelas presentes; pecíolo 2,7–5 cm compr., subcilíndrico, viloso; raque 2–5 mm compr., subcilíndrica, vilosa; folíolos laterais assimétricos; folíolo terminal 6–10 × 3,8–4,5 cm, elíptico, ápice obtuso, base arredondada, faces adaxial e abaxial vilosas. Inflorescências pseudo-racemosas, plurifloras, densifloras, axilares; pedúnculo 8–25 cm compr.; brácteas ca. 2,5 mm compr., ovadas, tomentosas; raque 5–14 cm compr., cilíndrica, tomentosa; bractéolas ca. 3 mm compr., ovadas, tomentosas; cálice gamossépalo, tubular, 4–5-mera, ca. 10 mm compr., ferrugíneo-viloso; corola dialipétala, papilionácea, 5-mera, lilás, vexilo 1,2–1,4 cm compr., alas 6–7 mm compr., pétalas da carena 1,1–1,2 cm compr.; estames diadelfo (9+1), 10–12 mm compr., anteras isomórficas; ovário 6-8 mm compr., tomentoso, pluriovulado; estilete ca. 3 mm compr., curvo na base, glabro; estigma terminal, capitado. Legume 3–5 × 1,5–1,8 cm, plano compresso, não constricto entre as sementes, ferrugíneo-viloso, sutura espessada; 1–3 sementes, 9 × 5–6 mm, reniformes, castanho-marmoreadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 28.IV.2006, fl., *J. M. Fernandes 241* (VIC); *idem*, fl., *J. M. Fernandes 275* (VIC); *idem*, 28.X.2006, fr., *J. M. Fernandes 392* (VIC).

Cleobulia multiflora é caracterizada pelo hábito trepador, folíolos laterais assimétricos e terminais elípticos, inflorescência densiflora, cálice ferrugíneo-viloso externamente, corola lilás e legume reto. É uma espécie exclusivamente brasileira, ocorrendo nos estados da Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro e Paraná (Maxwell 1977). Na área de estudo, a espécie foi encontrada em áreas de mata fechada, sob árvores, e em áreas de gramíneas no entorno dos fragmentos. Floresce de março a julho e frutifica de outubro a dezembro.

3.5 ***Crotalaria*** L., Sp. Pl. 2: 714-716. 1753.

Arbustos, subarbustos ou ervas. Folhas digitado-trifolioladas ou unifolioladas; estípulas e estipelas presentes ou caducas; alas internodais presentes ou ausentes. Inflorescências racemosas terminais, axilares ou opositifólias; flores pentâmeras; cálice bilabiado ou não bilabiado, gamossépalo, campanulado; corola dialipétala, papilionácea, amarela, às vezes com guias de néctar; estames 10, monadelfos, anteras heteromórficas, alternadas, 5 dorsifixas e 5 basifixas; ovário uniovulado a pluriovulado. Fruto legume, inflado, deiscente; semente reniforme a oblíquo-cordiforme com endosperma.

3.5.1 ***Crotalaria breviflora*** DC., Prodr. 2: 127. 1825. Fig. 5 a-b

Subarbustos 0,6–1,3 m alt.; ramos jovens seríceos a velutinos, alas internodais presentes, parte livre acuminada. Folhas unifolioladas; estípulas ca. 3 mm compr., ovadas, tomentosas, caducas; pecíolo 3–4 mm compr., canaliculado, velutino; folha unifoliolada, 4–9,5 × 1,6–3,5 cm, elíptica, ápice agudo, base aguda, faces adaxial e abaxial seríceas a velutinas. Pedúnculo 1,4–5 cm compr.; raque 5,5–12,5 cm compr., estriada, serícea; brácteas 7–10 mm compr., lanceoladas, vilosas; bractéolas 5–8 mm compr., lanceoladas, vilosas; cálice 6–16 mm compr., bilabiado, seríceo externamente; corola amarela com guias de néctar, vexilo 1,2–1,3 cm compr., alas 1,2–1,3 cm compr., pétalas da carena 1–1,2 cm compr.; estames ca. 10 mm compr.; ovário 5–6 mm compr., glabro; estilete 7–8 mm compr., geniculado, glabro; estigma terminal, funiliforme, glabro. Legume 3 × 0,7–1 cm, glabro; 32 sementes, 2,3 × 2,3 mm, reniformes, castanhas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 27.I.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 134* (VIC); Fragmento da Lurdinha, 26.III.2006, fr., *J. M. Fernandes et al. 239* (VIC); *idem*, 16.XII.2006, fl., *J. M. Fernandes 412* (VIC).

Crotalaria breviflora distingue-se de *Crotalaria incana* pela presença de alas internodais no ramo, ocupando ou não todo o entrenó, com parte livre acuminada, unifoliolada, cálice bilabiado, corola com guias de néctar e fruto glabro, enquanto que a segunda espécie possui folhas trifolioladas, cálice não bilabiado, corola sem guias de néctar e fruto hirsuto. É restrita ao Brasil, ocorrendo principalmente na região central e sudeste do país, nos estados da Bahia, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná (Filliettaz 2002). Segundo Flores (2004), ocorre em ambientes úmidos, próximos de cursos d'água em áreas de cerrado. Acrescenta Filliettaz (2002) que está presente em ambientes rochosos, campo rupestre, campo sujo, campos de altitude, borda de mata mesófila e de Mata Atlântica, mata ciliar, mata pluvial tropical, locais úmidos e paludosos. Ocorre em ambientes abertos no entorno dos fragmentos, principalmente em solos com bastante matéria orgânica. Floresce de dezembro a janeiro e frutifica de fevereiro a junho.

3.5.2 *Crotalaria incana* L., Sp. Pl. 2: 716. 1753. Fig. 5 c-e

Subarbustos 0,8–1 m alt.; ramos jovens hirsutos ou seríceos, alas internodais ausentes. Folhas trifolioladas; estípulas 2–5 mm compr., lanceoladas a lineares, hirsutas; pecíolo 5,2–6,3 cm compr., cilíndrico, hirsuto; raque 2-3 mm compr., cilíndrica, hirsuta; folíolos laterais simétricos; folíolo terminal 3,1–4,1 × 1,8–2,4 cm, obovado, ápice arredondado a obtuso, base cuneada, face adaxial glabra, face abaxial esparsamente hirsuta. Pedúnculo ca. 3,5 cm compr.; raque ca. 7 cm compr., cilíndrica, hirsuta; bráctea 7–8,5 mm compr., lanceolada, caduca, serícea; cálice 8–11 mm compr., não bilabiado, esparso-seríceo; corola amarela sem guias de néctar, vexilo ca. 1,9 cm compr., alas ca. 1,2 cm compr., pétalas da carena 1,2–1,3 cm compr.; estames 13-15 mm compr.; ovário 7–8 mm compr., seríceo a velutino; estilete 8–9 mm compr., geniculado na base, barbado; estigma terminal, truncado, glabro. Legume 3,5 × 1 cm, hirsuto; 28 sementes, 2 × 2 mm, reniformes, castanhas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 26.III.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 231* (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Araponga, comunidade dos Lanas (sistema agroflorestal do Sr. Ângelo), 12.VI.2006, fr., *J. M. Fernandes 256* (VIC).

É uma espécie nativa dos trópicos do Novo Mundo, mas ocorre também na Ásia e África, sendo amplamente encontrada em todo o Brasil, principalmente em solos arenosos, margem de rios e capoeiras (Flores 2004). No entorno dos fragmentos, ocorre em áreas abertas sob dominância de gramíneas. Floresceu de março a maio e frutifica em junho.

3.6 *Desmodium* Desv., J. Bot. Agric. 1: 122, pl. 5, f. 15. 1813.

Arbustos, subarbustos ou ervas. Folhas 3 (5 ou 1) folioladas; estípulas e estipelas persistentes. Inflorescências pseudo-racemosas ou paniculadas, axilares ou terminais; flores pentâmeras, zigomorfas; cálice gamossépalo, campanulado; corola dialipétala, papilionácea, branca, violácea, purpúrea ou avermelhada; estames 10, diadelfos (9+1), anteras isomórficas; ovário pluriovulado. Fruto lomento, 2–8 articulado, deiscente ou indeiscente; sementes oblongas, obovadas ou reniformes.

3.6.1 *Desmodium adscendens* (Sw.) DC., Prodr. 2: 332. 1825. Fig. 5 f-g

Subarbustos 20–30 cm alt.; ramos jovens vilosos. Folhas trifolioladas; estípulas 4–5 mm compr., cuneadas a triangulares, raramente lanceoladas, livres, glabras; pecíolo 5–8 mm compr., seríceo, canaliculado; raque 1–2 mm compr., canaliculada, vilosa, com tricomas uncinados; folíolos laterais simétricos, amplo-elípticos; folíolo terminal 0,6–1,9 × 0,7–1,2 cm, amplo-elíptico, ápice emarginado, base arredondada, face adaxial esparsamente serícea, face abaxial serícea. Inflorescências pseudo-racemosas, terminais; pedúnculo 1–2,5 cm

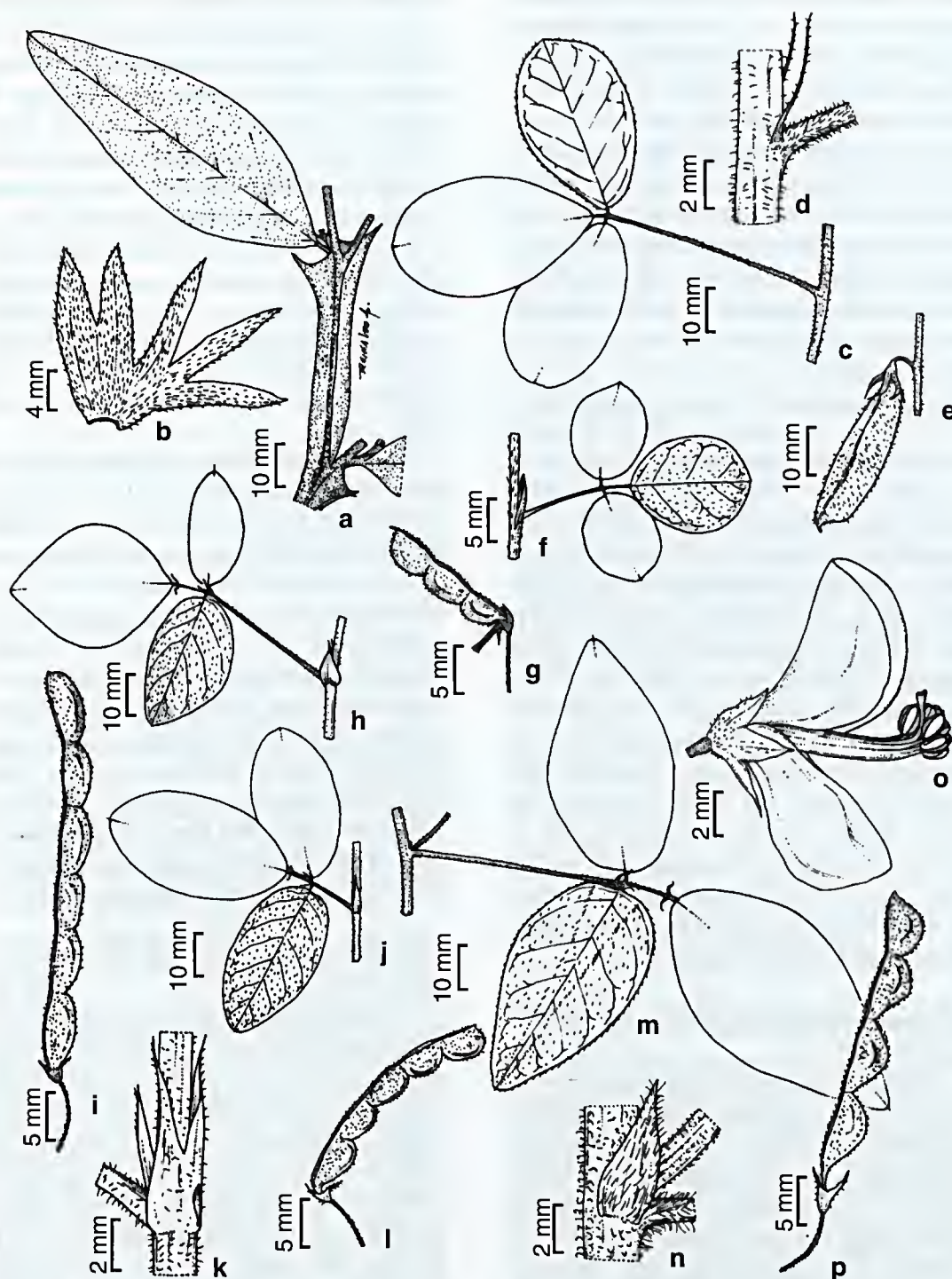



Figura 5 – a-b. *Crotalaria breviflora* – a. ramo com alas e folha; b. cálice; c-e. *C. incana* – c. folha; d. estípulas; e. fruto; f-g. *Desmodium adscendens* – f. folha; g. fruto; h-i. *D. affine* – h. folha; i. fruto; j-l. *D. incanum* – j. folha; k. estípulas; l. fruto; m-p. *D. uncinatum* – m. folha; n. estípula; o. flor; p. fruto. (a *Fernandes 239*; b *Fernandes 134*; c-e *Fernandes 256*; f *Fernandes 138*; g *Fernandes 419*; h-i *Fernandes 414*; j-l *Fernandes 407*; m-n *Fernandes 262*; o *Fernandes 276*; p *Fernandes 262*)

compr.; raque 4,5–8,5 cm compr., canaliculada, pubescente; brácteas 3,4–4,2 mm compr., lanceoladas, seríceas; bractéolas caducas; cálice 3–3,3 mm compr., pubescente externamente; corola rosada, vexilo 6–6,5 mm compr., alas 5-6 mm compr., pétalas da carena 6–6,1 mm compr.; estames 5–6 mm compr.; ovário 3,5–3,7 mm compr., seríceo; estilete ca. 2,5 mm compr., curvo, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 0,7–2,1 × 0,3 cm, 1–3 articulado, semi-elípticos, com tricomas uncinados; 1–3 sementes, 4 × 2 mm, obovadas, avermelhadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 27.I.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 138* (VIC); *idem*, 14.II.2006, fr., *J. M. Fernandes et al. 190* (VIC).

Desmodium adscendens é facilmente reconhecida dentre as espécies de *Desmodium* que ocorrem na área de estudo, por apresentar folíolos terminais amplo-elípticos com ápice emarginado. Esta espécie é encontrada na Ásia, África e América, desde o México até a Argentina (Vanni 2001), incluindo todo o Brasil (Azevedo 1981). Cresce em solos arenosos ou argilosos, secos ou úmidos, ensolarados ou sombrios; ocorre na caatinga, campo rupestre, cerrado, restinga, em áreas de pastagens, brejos, matas, dunas, margens de rios e estradas, capoeiras e carrasqueiros (Azevedo 1981). Ocorre em áreas abertas no entorno dos fragmentos. Floresce de dezembro a abril e frutifica de fevereiro a julho.

3.6.2 ***Desmodium affine*** Schltdl., Linnaea 12: 312-313. 1838. Fig. 5 h-i

Subarbustos 30–40 cm alt.; ramos jovens com tricomas uncinados, hirsutos. Folhas trifolioladas; estípulas 5–10 mm compr., lanceoladas a ovadas, livres, glabrescentes; pecíolo 2,5–3,2 cm compr., estriado, uncinado, seríceo; raque 5–8 mm compr., estriada, com tricomas uncinados; folíolos laterais assimétricos; folíolo terminal 3,6–5,4 × 1,8–3,2 cm, ovado, ápice agudo, base arredondada a truncada, face adaxial serícea, face abaxial com tricomas uncinados. Inflorescências pseudo-racemosas, terminais; pedúnculo ca. 8 cm compr.; raque 3,5–10,7 cm compr., estriada, serícea, uncinada; brácteas 3,5–5 mm compr., ovadas, ciliadas, caducas; cálice 3,8–4 mm compr., seríceo; corola rosada, vexilo 5–6 mm compr., alas 5,5–6 mm compr., pétalas da carena 5,2–6 mm compr.; estames ca. 4 mm compr.; ovário ca. 3,5 mm compr., seríceo; estilete ca. 1,5 mm compr., levemente curvado, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 2,5–4 × 0,3 cm, 3–7 articulado, semi-elípticos, com tricomas uncinados; 3–7 sementes, 3,5 × 2,5 mm, reniformes, cinza-claras.

Material examinado: Fragmento da Eva, 13.XII.2005, fr., *J. M. Fernandes et al. 108* (VIC); Fragmento da Lurdinha, 16.XII.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 414* (VIC).

Desmodium affine distingue-se de *D. incanum* por apresentar folíolos laterais assimétricos, folíolos terminais ovados e pelos artículos semi-elípticos, enquanto que a segunda espécie apresenta folíolos laterais simétricos e terminais elípticos, estípulas lanceoladas e soldadas. É uma espécie de distribuição neotropical, ocorrendo desde o México até a Argentina (Vanni 2001). Ocorre em cerrado, campo rupestre, principalmente em mata, preferindo lugares sombrios e úmidos, sendo encontrada em campos, capoeira e pastagem (Azevedo 1981). Nos fragmentos, ocorre em áreas abertas do entorno. Floresce de outubro a fevereiro e frutifica de dezembro a abril.

3.6.3 ***Desmodium incanum*** DC., Prodr. 2: 332. 1825. Fig. 5 j-l

Subarbustos 30–40 cm alt.; ramos jovens com tricomas uncinados. Folhas trifolioladas; estípulas 5–8 mm compr., lanceoladas, soldadas, esparso-seríceas; pecíolo 0,7–1,3 cm compr., canaliculado, hirsuto a puberulento; raque 3–4 mm compr., canaliculada, hirsuta, com tricomas uncinados; folíolos laterais simétricos, elípticos; folíolo terminal 2,1–3,3 × 1,1–2,3 cm, elíptico, ápice obtuso, base arredondada. Inflorescências pseudo-racemosas, terminais; pedúnculo 5–7 cm compr.; raque 6–9 cm compr., estriada, com tricomas uncinados; brácteas 3–3,5 mm compr., ovadas a lanceoladas, glabrescentes; cálice ca. 3 mm compr., esparso-seríceo; corola rosada

a avermelhada, vexilo ca. 7,5 mm compr., alas ca. 6,5 mm compr., pétalas da carena ca. 6 mm compr.; estames 5–6 mm compr.; ovário ca. 4 mm compr., seríceo; estilete ca. 1,5 mm compr., levemente curvado, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 1–2 × 0,3 cm, 2–6 articulado, oblongos, com tricomas uncinados; 2–6 sementes, 2–2,2 × 1,1–1,5 mm, reniformes, esverdeadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 28.X.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 393* (VIC); *idem*, 16.XII.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes 407* (VIC).

No Brasil, ocorre em todos os estados; em ambiente de cerrado, floresta amazônica e restinga, em áreas de capoeira, várzea, duna, beira de estrada, pastagem e em áreas cultivadas (Azevedo 1981). Nos fragmentos, ocorre no entorno em locais abertos ensolarados e sombreados. Floresce e frutifica em dezembro.

3.6.4 ***Desmodium uncinatum*** (Jacq.) DC., Prodr. 2: 331. 1825. Fig. 5 m-p

Subarbustos 0,6–1 m alt.; ramos jovens com tricomas uncinados. Folhas trifolioladas; estípulas 5–8 mm compr., triangulares, tricomas uncinados; pecíolo 2,2–3,5 cm compr., estriado, hirsuto, uncinado; raque 0,5–1,1 cm compr., canáliculada, hirsuta; folíolos laterais simétricos; folíolo terminal 3,5–5 × 1,7–2,8 cm, ovado, ápice agudo, base arredondada, faces adaxial e abaxial velutínas. Inflorescências paniculadas, terminais; pedúnculo 1,5–8,2 cm compr.; raque 7,4–15,5 cm compr., estriada com tricomas uncinados; brácteas 4–6 mm compr., lanceoladas a ovadas; cálice 4–5 mm compr., esparso-seríceo; corola arroxeada, vexilo ca. 1 cm compr., alas 1–1,2 cm compr., pétalas da carena 1–1,2 cm compr.; estames 9–10 mm compr.; ovário 6–7 mm compr., seríceo; estilete ca. 3 mm compr., curvo na base, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 1,8–3,2 × 0,4 cm, 1–4 articulado, triangulares, com tricomas uncinados; 1–4 sementes, 2 × 1 mm, oblongas, esverdeadas.

Material examinado: Fragmento da Lurdinha, 28.IV.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 276* (VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Araponga, comunidade Lanas (sistema agroflorestal do Sr. Ângelo) 12.IV.2006, fr., *J. M. Fernandes 262* (VIC).

Desmodium uncinatum diferencia-se das outras espécies de *Desmodium* ocorrentes na área de estudo, por apresentar artículos triangulares. Está distribuída desde a América Central até Argentina (Vanni 2001). No Brasil, ocorre da Bahia até o Rio Grande do Sul (Azcvedo 1981). Habita cerrado, restinga, campo rupestre, em áreas de mata, pastagem, capoeira, em lugares úmidos como margem de represas ou córregos, tornando-se uma espécie ruderal e invasora (Azevedo 1981). Floresce e frutifica em abril.

3.7 ***Indigofera suffruticosa*** Mill., Gard. Dict. (ed. 8) n. 2. 1768. Fig. 6 a-c

Arbustos ca. 1 m alt.; ramos jovens estrigosos com tricomas malpighiáceos adpressos. Folhas imparipinadas; estípulas 2,5–4 mm compr., lineares, persistentes; pecíolo 1,8–2,4 cm compr., achatado, estrigoso; raque 6–7,5 cm compr., achatada, estrigosa; folíolos 13–17, 1,5–2,7 × 0,4–0,9 cm, elípticos, ápice agudo, base obtusa, face adaxial glabra, face abaxial estrigosa esbranquiçada. Inflorescências racemosas, axilares; pedúnculo 2–3 mm compr.; raque 7–11,2 cm compr., estriada, estrigosa; brácteas 1,5–1,7 mm compr., subuladas, caducas; flores pentâmeras; cálice gamossépalo, campanulado, 1–1,2 mm compr., puberulento; corola dialipétala, papilionácea, salmão, vexilo 4–4,2 mm compr., alas 3,8–4 mm compr., pétalas da carena 4–4,5 mm compr.; estames 10 (9+1), diadelfos, ca. 4 mm compr., anteras isomórficas, apiculadas; ovário ca. 2,5 mm compr., linear, seríceo; estilete ca. 1 mm compr., curvado, glabro; estigma terminal, capitado, ciliado. Legume 1,6–2,3 × 0,2–0,3 cm, curvado, esparsamente estrigoso; 4–6 sementes, 1,8–2,4 × 1,2 mm, cuboidais, enegrecidas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes et al. 174* (VIC).

Indigofera suffruticosa é reconhecida por apresentar tricomas malpighiáceos, inflorescência menor que o comprimento da folha, fruto fortemente curvado e sementes

cuboidais. Está distribuída nos trópicos e subtrópicos. No Brasil, ocorre em todos os estados (Rodas 1991). Encontrada em restinga, cerrado, caatinga, em áreas de campos, beira de estrada, borda de mato, capoeira, pastagens, lugares úmidos, praias e em áreas de cultivo (Eisinger 1987; Rodas 1991). Ocorre em áreas abertas no entorno do Fragmento da Eva. Floresce de novembro a abril e frutifica de fevereiro a junho.

3.8 ***Rhynchosia phaseoloides*** (Sw.) DC., Prodr. 2: 385. 1825. Fig. 6 d-h

Trepadeiras; ramos jovens velutinos. Folhas trifolioladas, com tricomas glandulares; estípulas 3–5 mm compr., lanceoladas, pubescentes, caducas; pecíolo 2,5–6,8 cm compr., sulcado, viloso; raque 1,7–2,5 cm compr., sulcada, vilosa; folíolos laterais assimétricos; folíolo terminal 4,1–14,5 × 2,2–9,7 cm, ovado, ápice acuminado, base obtusa a subtruncada, face adaxial esparso-velutina, face abaxial denso-velutina. Inflorescências racemosas, terminais; pedúnculo 2,5–6 cm compr.; raque 8–20,1 cm compr., estriada, velutina; brácteas caducas; flores pentâmeras; cálice campanulado, gamossépalo, 5–5,1 mm compr., pubescente; corola dialipétala, papilionácea, amarela com guias de néctar castanho avermelhados, vexilo 0,9–1 cm compr., alas ca. 9 mm compr., pétalas da carena ca. 1 cm compr.; estames diadelfos (9+1), 8–9 mm compr., anteras isomórficas; ovário 3–4 mm compr., subséssil, seríceo, biovulado; estilete ca. 5 mm compr., curvo no ápice, esparso-seríceo; estigma terminal, capitado, glabro. Legume 1,5–2,4 × 0,9 cm, plano compresso, constrito entre as sementes, deiscente, tomentoso; 2 sementes, 4 × 2,5–3 mm, orbiculares, hilo vermelho.

Material examinado: Fragmento da Eva, 14.II.2006, fl. e fr., *J. M. Fernandes et al. 182* (VIC).

Rhynchosia phaseoloides caracteriza-se pelos folíolos laterais assimétricos, folíolo terminal ovado, flores com a corola amarela e guias de néctar vináceos sobre o vexilo e frutos tomentosos com sementes bicolores, pretas e vermelhas. Ocorre do norte ao nordeste da Argentina até a América Central. No Brasil, foi coletada nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, Mato Grosso do Sul, São Paulo, Goiás, Maranhão, Mato Grosso (Miotto 1988) e Minas Gerais (Bortoluzzi *et al.* 2003). Habita locais de capoeiras, beiras de matas secundárias, mata ciliar e em floresta de araucária (Miotto 1988). Ocorre em áreas úmidas no entorno dos fragmentos. Floresce de dezembro a março e frutifica de fevereiro a maio.

3.9 ***Stylosanthes guianensis*** (Aubl.) Sw. var. ***guianensis***, Kongl. Vetensk. Acad. Nya Handl. 10: 301. 1789. Fig. 6 i-j

Subarbustos 40–50 cm alt.; ramos jovens hirsutos, viscosos. Folhas trifolioladas; estípulas 10–12 mm compr., amplexicaules, lanceoladas, hirsutas; estipelas ausentes; pecíolo 3–7 mm compr., canaliculado, pubescente; raque ca. 1 mm compr., estriada, canaliculada; folíolos laterais simétricos, elípticos; folíolo terminal 1,2–2,6 × 0,3–0,7 cm, elíptico a lanceolado, ápice agudo, base aguda, faces adaxial e abaxial pubescentes. Inflorescências espiciformes, terminais; pedúnculo 1,8–5 cm compr.; brácteas 6–9 mm compr., lanceoladas, externamente com cerdas; bractéolas 3,5–5 mm compr., presença de cerdas na margem do ápice; flores pentâmeras; cálice gamossépalo, tubular, 7–8,3 mm compr., glabro; corola dialipétala, papilionácea, amarelada, vexilo 5–5,2 mm compr., alas 4,2–4,8 mm compr., pétalas da carena ca. 4 mm compr.; estames 10, monadelfos, ca. 4 mm compr., anteras heteromórficas; ovário ca. 1 mm compr., glabro, biovulado; estilete 6,3–7,2 mm compr., curvado, glabro; estigma terminal, cilíndrico, glabro. Lomento 0,2–0,25 × 0,15–0,2 cm, 1-articulado, indeiscente, glabro; 1 semente, 1,6–2 × 1 mm, reniforme, enegrecida.

Material examinado: Fragmento da Eva, 28.IV.2006, fl., *J. M. Fernandes et al. 269* (VIC); *idem*, 12.IX.2006, fr., *J. M. Fernandes et al. 380* (VIC).

É reconhecida na área estudada por apresentar estípula amplexicaule, caule piloso-cerdoso e viscoso, podendo chegar até 2 mm de comprimento, fruto com apenas um artículo. Essa variedade ocorre desde o México até

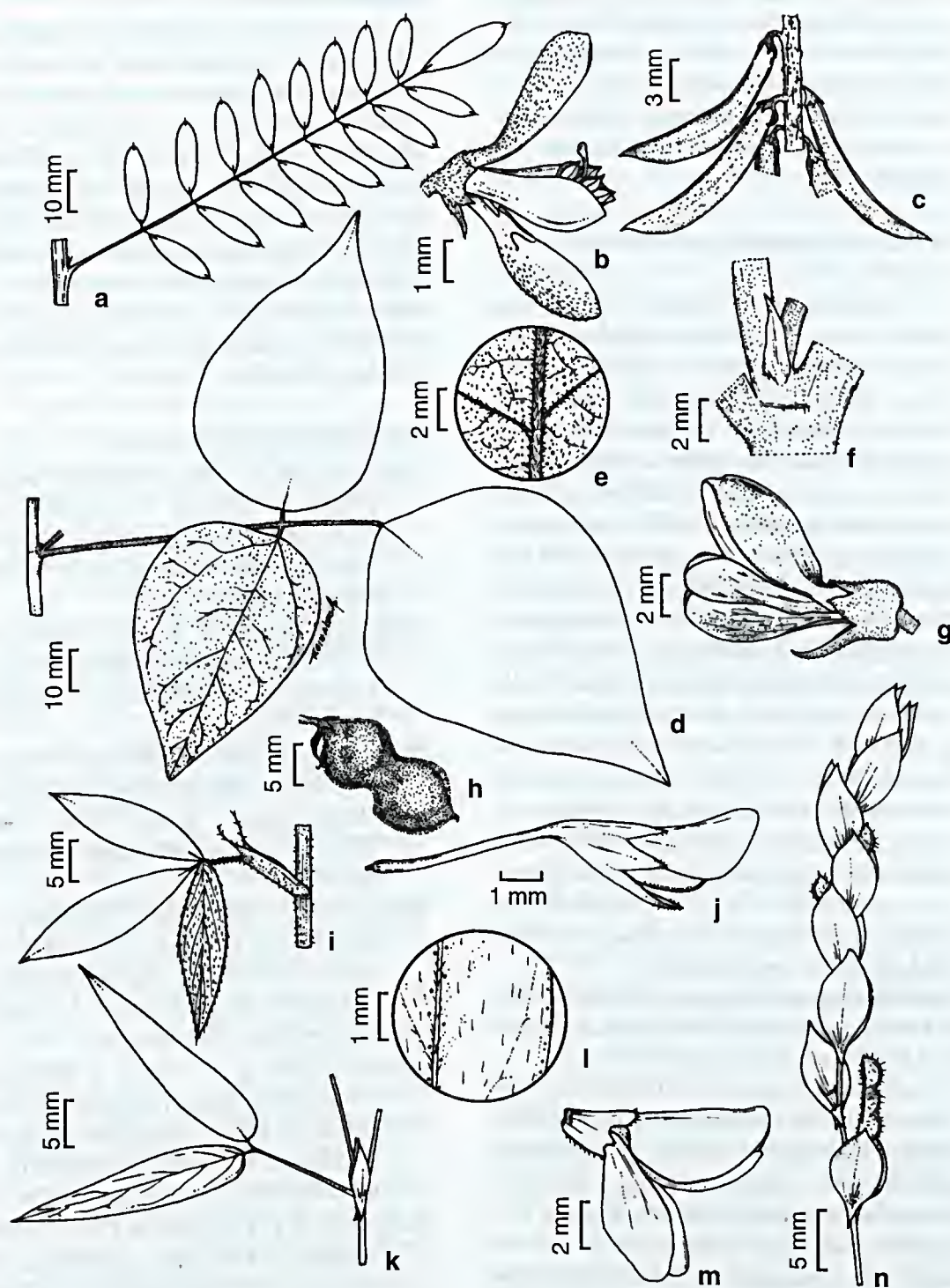



Figura 6 – a-c. *Indigofera suffruticosa* – a. folha; b. flor; c. frutos; d-h. *Rhynchosia phaseoloides* – d. folha; e. indumento da face abaxial do folíolo; f. estípula; g. flor; h. fruto; i-j. *Stylosanthes guianensis* var. *vulgaris* – i. folha com estípulas amplexicaule; j. flor; k-m. *Zornia gemella* – k. folha; l. indumento da face abaxial do folíolo; m. flor; n. raque com brácteas e frutos (a-c *Fernandes 174*; d-h *Fernandes 182*; i-j *Fernandes 269*; k-m *Fernandes 233*).

o Paraguai. No Brasil é encontrada nos estados do Pará, Bahia, Paraíba, Minas Gerais, São Paulo, Mato Grosso, Paraná e Rio de Janeiro (Mannetje 1977). No Fragmento da Eva, ocorrem em árèas abertas. Floresce de novembro a maio e foi coletada com fruto em setembro.

3.10 ***Zornia gemella*** Vogel, Linnaea 12: 61-62. 1838. Fig. 6 k-n

Subarbustos 20–30 cm alt.; ramos jovens glabros. Folhas bifolioladas; estípulas 3–5 mm compr., peltadas, glabras; pecíolo 1–1,5 cm compr., cilíndrico, glabro; folíolos 1–2,5 × 0,4–0,7 cm, elípticos a lanceolados, ápice acuminado, base obtusa, face adaxial glabra e abaxial esparso-serícea. Inflorescências espiciformes, terminais; raque 4–8 cm compr., estriada, esparso-serícea; brácteas 8–10 mm compr., oblongo-lanceoladas, glabras, ciliadas; flores pentâmeras; cálice gamossépalo, campanulado, 2–3 mm compr., glabro, ciliado; corola dialipétala, papilionácea, amarela, vexilo 7–8 mm compr., alas 5–6,5 mm compr., pétalas da carena 7–7,5 mm compr.; estames 10, monadelfos, 6–7 mm comp., anteras heteromórficas; ovário 2,5–3 mm compr., seríceo, aculeado; estilete ca. 4,5 mm compr., reto, glabro; estigma terminal, capitado, glabro. Lomento 0,8–0,9 × 0,2 cm, 3–6-articulado, artículos com cerdas; 3–6 sementes, 1 × 1 mm, quadrangulares, esverdeadas.

Material examinado: Fragmento da Eva, 25.II.2006, fr., *J. M. Fernandes et al. 171* (VIC); *idem*, 26.III.2006, fr., *J. M. Fernandes et al. 233* (VIC).

Zornia gemella é reconhecida pelas folhas bifolioladas, estípulas com base peltada, folíolos elípticos a lanceolados, inflorescências espiciformes com brácteas oblongo-lanceoladas e fruto lomento. Ocorre dos Estados Unidos até a Argentina. No Brasil está distribuída nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Rio de Janeiro e Rio Grande do Sul (Mohlenbrock 1961). Nos fragmentos, ocorre em locais abertos e sombreados do entorno. Floresce de dezembro a abril e frutifica de janeiro a julho.

Agradecimentos

Ao CNPq, pela bolsa de mestrado concedida ao primeiro autor; ao Centro de Tecnologias Alternativas da Zona da Mata Mineira, FAPEMIG e ao Programa de Pós-Graduação em Botânica da UFV, pelo apoio técnico e financeiro; ao ilustrador botânico Reinaldo Pinto; ao Sr. Ângelo da Guarda Costa, representando os proprietários dos fragmentos florestais; aos colegas de campo Lívia C. de Siqueira, Carolina B. M. Pellucci e Rafael Polizel; aos revisores que deram contribuições valiosas ao trabalho.

Referências Bibliográficas

Azevedo, A. M. G. 1981. O gênero *Desmodium* Desv. no Brasil – considerações taxonômicas. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 315p.

Barbosa-Fevereiro, V. P. 1977. *Centrosema* (A. P. De Candolle) Bentham do Brasil – Leguminosae – Faboideae. Rodriguésia 42(1): 159-219.

Barneby, R. C. 1991. Sensitivae Censitae. A description of the genus *Mimosa* Linnaeus (Mimosaceae) in the New World. Memoirs of New York Botanical Garden 65: 1-835.

Barroso, G. M.; Morim, M. P.; Peixoto, A. L. & Ichasso, C. L. F. 1999. Frutos e sementes: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas. Imprensa Universitária, Viçosa, 443p.

Bortoluzzi, R. L. C. 2004. A subfamília Caesalpinioideae (Leguminosae) no Estado de Santa Catarina, Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 319p.

Bortoluzzi, R. L. C.; Garcia, F. C. P.; Carvalho-Okano, R. M. & Tozzi, A. M. G. A. 2003. Leguminosae-Papilionoideae no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais, Brasil. I: trepadeiras e subarbustos. Iheringia, Série Botânica 58: 25-60.

Bortoluzzi, R. L. C.; Carvalho-Okano, R. M.; Garcia, F. C. P. & Tozzi, A. M. G. A.

2004. Leguminosae, Papilionoideae no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais, Brasil II: árvores e arbustos escandentes. Acta Botanica Brasilica 18(1): 49-71.

Brandão, M. 1992. Gênero *Aeschynomene* L.: espécies mineiras e sua distribuição no país. Daphne 2(3): 27-46.

Chappil, J. A. 1995. Cladistic analysis of the Leguminosae: the development of an explicit phylogenetic hypothesis. *In*: Crisp, M. & Doyle, J. J. (eds.). Advances in Legume Systematic 7: Phylogeny. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 1-9.

Eisinger, S. M. 1987. O gênero *Indigofera* L. (Leguminosae – Papilionoideae – Indigofereae) no Rio Grande do Sul – Brasil. Acta Botanica Brasilica 1(2): 123-140.

ENGEVIX. 1995. Caracterização do meio físico da área autorizada para criação do Parque Estadual da Serra do Brigadeiro. Instituto Estadual de Floresta, Bird/Pró-Floresta/ SEPLA, 34p.

Fidalgo, O. & Bononi, V. L. R. 1989. Técnicas de coleta, preservação e herborização do material botânico. Instituto de Botânica, São Paulo, 61p.

Filardi, F. L. R.; Garcia, F. C. P. & Carvalho-Okano, R. M. 2007. Espécies lenhosas de Papilionoideae (Leguminosae) na Estação Ambiental de Volta Grande, Minas Gerais, Brasil. Rodriguésia 58(2): 363-378.

Fillietta, A. M. 2002. Estudos taxonômicos de espécies de *Crotalaria* sect. *Calycinae* Wight & Arn. (Leguminosae – Papilionoideae – Crotalarieae) no Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 155p.

Flores, A. S. 2004. Taxonomia, números cromossômicos e química de espécies de *Crotalaria* L. (Leguminosae-Papilionoideae) no Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 213p.

Golfari, L. 1975. Zoneamento ecológico do estado de Minas Gerais para reflorestamento. Série técnica, 3. CPFRC, Belo Horizonte/ MG, 181p.

Guedes-Bruni, R. R.; Morim, M. P.; Lima, H. C. & Sylvestre, L. S. 2002. Inventário florístico. *In*: Sylvestre, L. S. & Rosa, M. M. T. Manual metodológico para estudos botânicos na Mata Atlântica. Rio de Janeiro: Seropédica. Pp. 24-49.

Irwin, H. S. & Barneby, R. C. 1982. The American Cassinae, a synoptical revision of Leguminosae, Tribe Cassieae, subtribe Cassinae in the New World. Memoires of the New York Botanical Garden 35(1-2): 1-918.

Lewis, G. 1987. Legumes of Bahia. Kew: Royal Botanic Gardens, 369p.

Lewis, G.; Schrine, B.; Mackinder, B. & Lock, M. 2005. Legumes of the world. Royal Botanic Gardens, Kew, 577p.

Lima, H. C. 2000. Leguminosas arbóreas da Mata Atlântica – uma análise da riqueza, padrões de distribuição geográfica e similaridades florísticas em remanescentes florestais do estado do Rio de Janeiro. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 122p.

Lima, L. C. P.; Garcia, F. C. P. & Sartori, A. L. B. 2007. Leguminosae nas florestas estacionais do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil: ervas, arbustos, subarbustos, lianas e trepadeiras. Rodriguésia 58(2): 331-358.

Mannetje, L. T. 1977. A revision of varieties of *Stylosanthes guianensis* (Aubl.) Sw. Australian Journal of Botany 25: 347-362.

Maxwell, R. H. 1977. A resume of the genus *Cleobulia* (Leguminosae) and its relation to the genus *Dioclea*. Phytologia 38: 51-65.

Mendonça-Filho, C. V. 1996. Braúna, angico, jacarandá e outras leguminosas de Mata Atlântica: Estação Biológica de Caratinga, Minas Gerais. Fundação Botânica Margaret Mee; Fundação Biodiversitas, Belo Horizonte, 100p.

Miotto, S. T. S. 1987. Os gêneros *Centrosema* (DC.) Benth. e *Clitoria* L. (Leguminosae, Faboideae) no Rio Grande do Sul. Iheringia, Série Botânica 36: 15-39.

______ . 1988. Flora ilustrada do Rio Grande do Sul, fasc. 19. Leguminosae-Faboideae, Tribo Phaseoleae, Subtribo Cajaninae. Boletim do Instituto de Biociências 43: 1-88.

Mohlenbrock, R. 1961. A monograph of the Leguminous genus *Zornia*. Webbia 16: 1-144.

Müller, S. C. & Waechter, J. L. 2001. Estrutura sinusial dos componentes herbáceo e arbustivo de uma floresta costeira subtropical. Revista Brasileira de Botânica 24(4): 395-406.

Oliveira-Filho, A. T. 2006. Catálogo das árvores nativas de Minas Gerais: mapeamento e inventário da flora nativa e dos reflorestamentos de Minas Gerais. UFLA, Lavras, 423p.

Oliveira, M. L. A. A. de. 2002. Sinopse taxônomica do gênero *Aeschynomene* L. (Leguminosae- Faboideae) no Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia, Série Botânica 57(2): 279-301.

Queiroz, L. P. 1999. Sistemática e filogenia do gênero *Camptosema* W.J.Hook. & Arn. (Leguminosae: Papilionoideae: Phaseoleae). Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 259p.

Radford, A. E.; Dickison, W. C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.

Richards, P. W. 1952. The tropical rain forest: a ecological study. University Press, Cambridge, 450p.

Rodas, R. D. 1991. Estudo taxonômico do gênero *Indigofera* L. (Leguminosae) no Brasil e Paraguai. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 196p.

Saporetti-Júnior, A. W. 2005. Composição florística e estrutural do componente arbóreo em um remanescente de Floresta Atlântica Montana, Araponga, MG. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 84p.

Soares, M. P.; Saporetti-Junior, A. W.; Neto, J. A. A. M.; Silva, A. F. & Souza, A. L. de 2006. Composição florística do estrato arbóreo de Floresta Atlântica interiorana em Araponga – Minas Gerais. Revista Árvore 30(5): 859-870.

Souza, V. C. & Lorenzi, H. 2005. Botânica sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 640p.

Vanni, R. O. 2001. El género *Desmodium* (Leguminosae, Desmodieae) en Argentina. Darwiniana 39(3-4): 255-285.

Veloso, H. P.; Rangel Filho, A. L. R.; Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. IBGE, Departamento de Recursos Naturais e Estudos Ambientais, Rio de Janeiro, 123p.

Estudo taxonômico de *Stylosanthes* (Leguminosae – Papilionoideae – Dalbergieae) em Mato Grosso do Sul, Brasil[1]

Leila Carvalho da Costa[2,5], *Ângela Lúcia B. Sartori*[3] & *Arnildo Pott*[4]

Resumo

(Estudo taxonômico de *Stylosanthes* (Leguminosae – Papilionoideae – Dalbergieae) em Mato Grosso do Sul, Brasil) *Stylosanthes* é um gênero pantropical constituído por 50 espécies, sendo a metade destas registradas no Brasil. Neste estudo é apresentado o levantamento das espécies de *Stylosanthes* ocorrentes em Mato Grosso do Sul, por meio de análises de material depositado em herbários nacionais e de coletas efetuadas no estado. *Stylosanthes* está representado em Mato Grosso do Sul por 17 espécies, distribuídas em duas seções. *Stylosanthes* seção *Styposanthes* está representada por cinco espécies: *S. bracteata*, *S. capitata*, *S. hamata*, *S. macrocephala* e *S. scabra* e *Stylosanthes* seção *Stylosanthes* por 12 espécies: *S. acuminata*, *S. gracilis*, *S. grandifolia*, *S. guianensis*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. longiseta*, *S. maracajuensis*, *S. montevidensis*, *S. nunoi* e *S. viscosa*. São ocorrências inéditas para o estado: *S. capitata*, *S. hamata*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. macrocephala*, *S. montevidensis* e *S. nunoi*. Em Mato Grosso do Sul verifica-se que as espécies de *Stylosanthes* podem ocorrer no cerrado, cerradão, campo sujo e chaco.
Palavras-chave: flora, taxonomia, leguminosas, sistemática.

Abstract

(Taxonomic study of *Stylosanthes* (Leguminosae-Papilionoideae-Dalbergieae) in Mato Grosso do Sul, Brazil) Among those used species is the genus *Stylosanthes* is a pantropical genus with 50 species, half of them occurring in Brazil. This study presents a survey of *Stylosanthes* species of the state of Mato Grosso do Sul, through analysis of material from national herbaria and field collections. *Stylosanthes* is represented in Mato Grosso do Sul by 17 species, distributed into two sections. *Stylosanthes* section *Styposanthes* is represented by five species: *S. bracteata*, *S. capitata*, *S. hamata*, *S. macrocephala* and *S. scabra* and *Stylosanthes* section *Stylosanthes* by 12 species: *Stylosanthes acuminata*, *S. gracilis*, *S. grandifolia*, *S. guianensis*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. longiseta*, *S. maracajuensis*, *S. montevidensis*, *S. nunoi* and *S. viscosa*. As new occurrences for the state are pointed out: *S. capitata*, *S. hamata*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. macrocephala*, *S. montevidensis* and *S. nunoi*. Species of *Stylosanthes* in Mato Grosso do Sul occur in cerrado savanna, cerrado-woodland, grassland and Chaco.
Key words: flora, taxonomy, legumes, systematic.

Introdução

Stylosanthes é um gênero megatérmico e pantropical, com cerca de 50 espécies descritas (Lewis *et al.* 2005). No Brasil ocorrem 25 espécies, que são encontradas principalmente no cerrado (Brandão & Costa 1979).

O gênero pertencia à tribo Aeschynomene (Rudd 1981), porém recentemente passou à tribo Dalbergieae, que abrange espécies arbóreas, lianas e herbáceas (Lewis *et al.* 2005). Nessa nova classificação foram agrupadas na tribo representantes que possuem microorganismos fixadores de nitrogênio.

Stylosanthes foi descrito em 1788 por O. Swartz, com duas espécies, *S. procumbens* Sw. (= *S. hamata* (L.) Taubert) e *S. viscosa* Sw. Posteriormente, Vogel 1838 (*apud* Brandão & Costa 1982) estudou o gênero dividindo-o em duas seções, *Eustylosanthes* e *Styposanthes* com base na presença ou

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 06/2008.

[1]Parte da dissertação de Mestrado da primeira autora no Programa de Pós-graduação em Biologia Vegetal – Universidade Federal de Mato Grosso do Sul

[2]Programa de Pós-graduação em Biologia Vegetal – Universidade Federal de Mato Grosso do Sul
[3]Universidade Federal de Mato Grosso do Sul; Centro de Ciências Biológicas e da Saúde; Departamento de Biologia; Laboratório de Botânica; Cidade Universitária; 79070-900; C.P. 549, Campo Grande, MS, Brasil
[4]Embrapa Gado de Corte, Campo Grande, MS.
[5]Autor para correspondência: costa_mame@yahoo.com.br

ausência de um eixo rudimentar plumoso na base das flores e posteriormente dos frutos. Mohlenbrock (1958) efetuou a revisão do gênero, reconhecendo 25 espécies, as quais agrupou em duas seções: *S.* seção *Stylosanthes* (14 spp) e *S.* seção *Astyposanthes* (11 spp). Posteriormente, novas adições foram efetuadas por Mohlenbrock (1963) no gênero, com acréscimo de cinco táxons totalizando 30 espécies, distribuídas pela América do Sul, África e Austrália. A tipificação do gênero e de suas seções têm sido objeto de discussão ao longo de sua história. Segundo Kirkbride & Kirkbride (1987) *Stylostanthes* seção *Eustylosanthes* e *S.* seção *Astyposanthes* são sinônimos de *S.* seção *Stylosanthes*, classificação seguida por Costa (2006).

Dentre os estudos taxonômicos realizados com *Stylosanthes* no Brasil destacam-se os de Brandão & Costa (1979) e Costa (2006). Estudos regionais foram efetuados por Brandão & Costa (1982) para as espécies de Minas Gerais e por Sousa *et al.* (2003) para o Ceará.

O presente trabalho teve como objetivo realizar o estudo taxonômico de *Stylosanthes* para o Mato Grosso do Sul, fornecendo chave para identificação das espécies, bem como descrições, ilustrações e dados atualizados de distribuição geográfica, de formações vegetais e fenologia.

Material e Métodos

Este estudo foi baseado na análise de exsicatas pertencentes a nove herbários nacionais e em espécimes coletados e observados em localidades distintas do estado de Mato Grosso do Sul. Foram analisadas exsicatas dos herbários CGMS, COR, DDMS, HMS, MBM, PAMG, SP e RB (acrônimos de acordo com Holmgren *et al.* 1990).

A nomenclatura morfológica adotada nas descrições foi baseada em Font Quer (1953), Radford *et al.* (1974), Rizzini (1977), Harris & Harris (1994). Quanto à forma os estiletes foram classificados como uncinado, espiralado e encurvado. Neste estudo a circunscrição das seções segue Costa (2006), categorias infra-específicas não foram consideradas. As descrições do gênero e das espécies correspondem à amplitude de variação morfológica dos espécimes coletados no estado de Mato Grosso do Sul.

As informações acerca da distribuição geográfica e do ambiente preferencial das espécies foram obtidas das observações de campo e das etiquetas que acompanham o material herborizado. As formações vegetais foram classificadas de acordo com IBGE (1992). Os mapas de distribuição foram confeccionados com o uso dos softwares Microsoft EXCEL e Diva-Gis 5.2. Os materiais analisados citados após as descrições das espécies se enquadram em selecionados e examinados. Os dados de fenologia foram obtidos das observações de campo e das etiquetas de todo o material herborizado examinado.

As mensurações foram efetuadas com paquímetro eletrônico digital Worker. As ilustrações foram confeccionadas com o auxílio de estereomicroscópio Zeiss, utilizando materiais coletados em campo e quando necessário herborizados e reidratados.

Resultados e Discussão

Em Mato Grosso do Sul são registradas 17 espécies distribuídas em *Stylosanthes* seção *Stylosanthes* (12 spp.) e em *Stylosanthes* seção *Styposanthes* (5 spp.). São ocorrências inéditas para o estado: *S. capitata*, *S. hamata*, *S. hippocampoides*, *S. humilis*, *S. linearifolia*, *S. macrocephala*, *S. montevidensis* e *S. nunoi*.

Brandão & Costa (1979) relataram a ocorrência de oito espécies para Mato Grosso do Sul, enquanto Dubs (1998) citou sete espécies, sendo que *S. angustifolia* Vogel (*A. Krapovickas 32.867*-MBM) e *S. leiocarpa* Vogel (*G. Hatschbach 23.788*-MBM) haviam sido erroneamente citadas, com base em espécimes que correspondiam a *S. linearifolia*.

É relevante destacar que os estudos taxonômicos anteriores (Brandão & Costa 1979; 1982) baseavam-se sobretudo na

morfologia do fruto. No presente trabalho observou-se que as espécies do gênero podem ser reconhecidas também pelo tamanho e revestimento dos folíolos, morfologia das inflorescências e das pétalas, além de forma, revestimento e números do(s) artículo(s) dos frutos.

Em Mato Grosso do Sul representantes de *Stylosanthes* ocorrem em diferentes regiões (Fig. 1) na savana (cerrado), savana-florestada (cerradão), savana gramíneo-lenhosa (campo sujo) e savana-estépica florestada (chaco). *Stylosanthes hamata* é a única espécie que ocorre na savana-estépica florestada e *S. linearifolia* em savana florestada com afloramento rochoso.

Stylosanthes **Sw.,** Prod. Veg. Ind. Occ. 108. 1788.

Ervas perenes ou anuais, subarbustos eretos, ou prostrados, 12–150 cm alt.; ramo glabro, tomentoso, viloso, setoso, estrigoso; estípula externa de formas variadas, verde ou verde-avermelhada, bidentada, paleácea, de glabrescente a setosa, amplexicaule; estípula interna alva ou verde-clara, glabra ou pubescente, ápice aristado. Folha trifoliolada; folíolo subséssil, linear a largo-obovado, ápice acuminado, apiculado ou mucronado, base obtusa, cuneada, bordo inteiro, tricoma glandular geralmente ausente, raro presente (*S. scabra*, *S. viscosa*), rígidos, amarelos, base alargada, raro com pontuações (*S. maracajuensis*), nervuras coletoras geralmente ausentes. Inflorescência de oblonga a largo-oblata, em espigas fasciculadas ou isoladas, congestas ou laxas, terminais ou axilares; bráctea externa oblonga a largo-ovóide, indumento variado, verde, paleácea, bidentada, venação campilódroma, paralelinérvea, ápice de formas variadas, base truncada ou amplexicaule, raro revoluta (*S. capitata* e *S. macrocephala*); bráctea interna oblonga a largo-ovóide, alva, paleácea, ápice apiculado, base revoluta; eixo plumoso quando presente, glabro a setoso; 2–3 bractéolas, lanceoladas, lineares ou ovóides, paleáceas, alvas, internamente esparso-tomentosas ou denso-tomentosas, bordo ciliado. Flores papilionadas; cálice amarelo-esverdeado, lacínios-5, gamossépalo, lacínio superior obtuso, bordo ciliado; corola amarela, amarelo-alaranjada ou branca; hipanto cilíndrico, glabro, amarelo-esverdeado ou vermelho-vináceo (*S. guianensis*, *S. scabra*, *S. linearifolia*); estames 10, filetes glabros, tamanhos diferenciados, cinco anteras oblongas e cinco oblatas, basifixas; ovário elíptico ou oblongo, estilete achatado, glabro, estigma cristado. Lomento, 1–2 artículos, reticulado a reticulado-areolado, glabro a denso-setoso, presença de glândulas translúcidas (*S. acuminata, S. gracilis, S. grandifolia, S. guianensis, S. hippocampoides, S. humilis, S. linearifolia, S. viscosa*), presença de estilete residual, uncinado, espiralado ou encurvado; sementes oblongas a obovadas, amarelas, amarelo-ocre, amarelas pintalgadas de vermelho-vináceo, marrons ou pretas.

Chave de identificação para as espécies de *Stylosanthes* ocorrentes em Mato Grosso do Sul

1. Flores e frutos sustentados em sua base por um eixo rudimentar plumoso, geralmente com três bractéolas, uma externa e duas internas (*S.* seção *Styposanthes*).
   2. Folíolo de ápice mucronado; estípula externa de ápice caudado ou acuminado.
      3. Estandarte obovado ou largo-obovado; lomento com estilete residual uncinado .... 1.1. *S. bracteata*
      3'. Estandarte orbicular ou obcordado; lomento com estilete residual encurvado.
         4. Bráctea externa obovada a largo–obovada .... 1. 2. *S. capitata*
         4'. Bráctea externa elíptica ou largo-elíptica .... 1.4. *S. macrocephala*
   2' Folíolo de ápice apiculado; estípula externa de ápice subulado.
      5. Raque foliar pubescente; folíolo com nervuras inconspícuas, tricoma glandular ausente; estandarte orbicular .... 1.3. *S. hamata*

5'. Raque foliar denso-tomentosa a setosa; folíolo com nervuras conspícuas, tricoma glandular presente; estandarte obcordado .... 1.5. *S. scabra*

1'. Flores e frutos não sustentados em sua base por um eixo rudimentar plumoso, presença de duas bractéolas internas (*S.* seção *Stylosanthes*).

6. Lomento com 1 artículo.

7. Folíolos com nervuras coletoras.

8. Estilete residual encurvado; pétalas da quilha elípticas; lomento de oblongo a largo-oblongo .... 2.1. *S. acuminata*

8'. Estilete residual uncinado; pétalas da quilha falciformes; lomento elíptico.

9. Estandarte com 2 dobras na região mediana; lomento esparso-tomentoso . ... 2.10. *S. montevidensis*

9'. Estandarte com 1 dobra na região mediana; lomento glabra .... 2.2. *S. gracilis*

7'. Folíolos sem nervuras coletoras.

10. Folíolo largo-obovado a espatulado .... 2.8. *S. longiseta*

10'. Folíolo de outras formas.

11. Lomento com segundo artículo vestigial .... 2.6. S. *humilis*

11'. Lomento sem artículo vestigial.

12. Raque foliar vilosa; asas oblongas .... 2.3. *S. grandifolia*

12'. Raque foliar tomentosa ou setosa; asas largo-obovadas.

13. Bráctea e estípula externas de ápice acuminado, estandarte largo-obovado; estilete residual uncinado .... 2.4. *S. guianensis*

13'. Bráctea e estípula externas de ápice subulado; estandarte orbicular; estilete residual encurvado .... 2.5. *S. hippocampoides*

6'. Lomento com 2 artículos.

14. Inflorescência oblonga.

15. Folíolo elíptico a largo-elíptico; estípula interna oblonga .... 2.12. *S. viscosa*

15'. Folíolo linear; estípula interna ovóide a largo-ovóide .... 2.7. *S. linearifolia*

14'. Inflorescência ovóide ou elíptica.

16. Lomento glabro; estilete residual espiralado .... 2.11. *S. nunoi*

16'. Lomento esparso-tomentoso; estilete residual uncinado .... 2.9. *S. maracajuensis*

1. *Stylosanthes* seção ***Styposanthes*** Vogel, Linnaea 12: 68. 1838.

Flores sustentadas em sua base por um eixo rudimentar plumoso, geralmente com três bractéolas, uma bractéola externa e duas bractéolas internas.

1.1 *Stylosanthes bracteata* Vogel, Linnaea 12: 70. 1838. Figs. 2 a-l2; 1a

Erva, 12–18 cm alt., ereta; ramo denso-tomentoso, viloso e setoso; estípula externa ovóide ou largo-ovóide, verde, denso-tomentosa e setosa, 10–22 nervuras, 5–13 × 3–8,6 mm, ápice caudado, 2–6,5 mm compr.; estípula interna ovóide ou largo-ovóide a levemente triangular, alva, paleácea, externamente pubescente a esparso-tomentosa, 5–6 nervuras, 6–9 × 3–4,5 mm compr., ápice aristado. Folha (7–)12–23,5(–26,5) mm compr.; pecíolo geralmente denso-tomentoso, às vezes setoso, 1–3,7 mm compr.; raque foliar denso-tomentosa, 0,4–2 mm compr.; folíolo elíptico ou oblanceolado, ápice mucronado, base cuneada, obtusa, denso-viloso em ambas as superfícies, 5–13 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, (5–) 7–19,5(–22,5) × 2,5–5,5 mm. Inflorescência ovóide ou oblonga, isolada, laxa, terminal, 1(–2) espigas, 13–29 × 4,5–23 mm; bráctea externa ovóide ou largo-ovóide, denso-tomentosa, venação campilódroma, 8–20 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 7–12 × 5–14,5 mm, ápice agudo, 1–2,5 mm compr., base levemente cordada; bráctea interna ovóide,

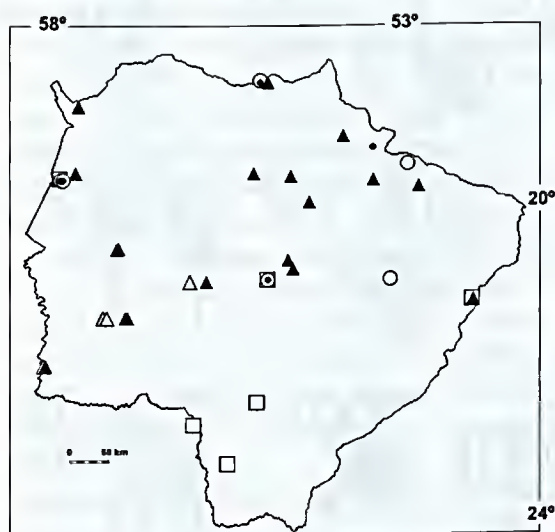



Figura 1a – Distribuição geográfica das espécies de *Stylosanthes* no Mato Grosso do Sul. □ *S. bracteata*; ○ *S. capitata*; △ *S. hamata*; ● *S. macrocephala*; ▲ *S. scabra*.

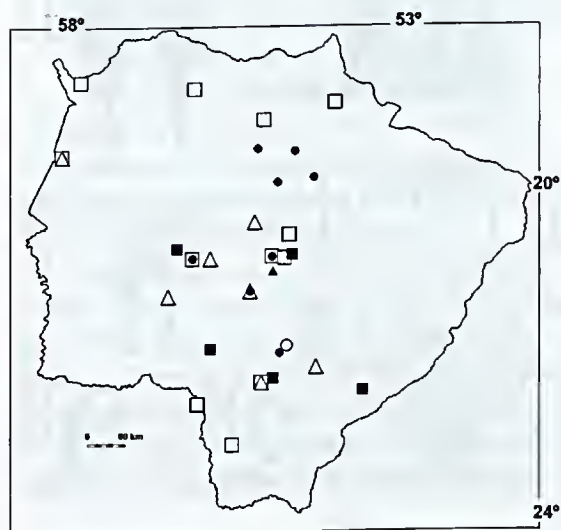



Figura 1b – Distribuição geográfica das espécies de *Stylosanthes* no Mato Grosso do Sul. ■ *S. acuminata*; ● *S. gracilis*; △ *S. grandifolia*; ○ *S. longiseta*; ▲ *S. nunoi*; □ *S. viscosa*.

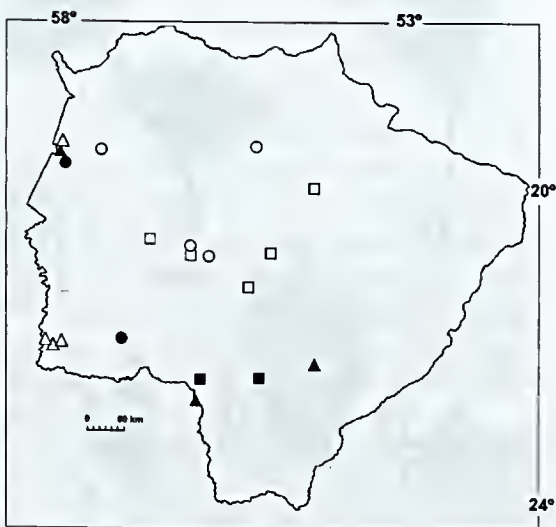



Figura 1c – Distribuição geográfica das espécies de *Stylosanthes* no Mato Grosso do Sul. □ *S. guianensis*; ▲ *S. hippocampoides*; ● *S. humilis*; ○ *S. linearifolia*; △ *S. maracajuensis*; ■ *S. montevidensis*.

Figura 2 – a-l. *Stylosanthes bracteata* Vogel – a. folíolo; b. inflorescência; c. flor; d1. bractéolas e eixo rudimentar; d2. bractéola interna; d3. bractéola externa; e. estípula externa; f. estípula interna; g. cálice; h. estandarte; i. asas; j. pétalas da quilha; k1-k2. brácteas externas; l1. fruto; l2. fruto com eixo rudimentar; m-b'. *S. capitata* Vogel – m. folha; n. inflorescência; o. estípula interna; p. estípula externa; q. flor; r1. bractéolas; r2. bractéola externa; s. cálice; t. estandarte; u. asas; v. pétalas da quilha; x. bráctea interna; z. bráctea externa; a'. fruto com eixo rudimentar; b'1. semente do artículo inferior; b'2. semente artículo superior (a-l *Pott 7117*; m-b' *Costa 363*).

tomentosa, 7–14 nervuras, 5,5–6,8 × 3,6–6 mm, ápice aristado, base amplexicaule; eixo plumoso denso-setoso, 6–10 mm compr.; 1 bractéola externa ovóide, 2 internas lanceoladas ou lineares, glabras, ápice aristado. Flor 13–14 mm compr.; corola amarela; estandarte obovado ou largo-obovado, ápice obcordado, base cuneada, mácula amarelo-dourada, 1 dobra na região basal, 5–6 × 3–4,5 mm; asas oblongas, 2,8–3,8 × 2–3 mm; pétalas da quilha falciformes, 2,5–3,5 × 1–2 mm. Lomento com 1 artículo, ovóide, denso-setoso, 3–5 × 2–3 mm compr.; estilete residual uncinado, 2,5–4 mm compr.; semente oblonga ou ovóide, amarelo-ocre ou marrom, 3–3,5 × 1–2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Amambaí, 14.X.1984, fl. e fr., *G. Hatschbach 48411* (MBM). Campo Grande, IX.2005, fl. e fr., *A. Pott et al. 13.500* (HMS). Corumbá, s.d., fl., *G. A. Damasceno Jr. 929* (COR). Dourados, 24.I.1979, fl., *H. M. Saturnino 110* (PANG). Ponta Porã, 27.X.2004, fl. e fr., *V. J. Pott & A. Pott 7117* (HMS). Três Lagoas, 22.X.1964, fl. e fr., *J. C. Gomes 2396* (SP).

Stylosanthes bracteata caracteriza-se pelo porte herbáceo, menor que 20 cm de altura, folíolo denso-viloso em ambas as superfícies, lomento denso-setoso, estilete residual uncinado. *S. bracteata* tende a ter menor número de espigas (1–2) e somente um artículo enquanto *S. capitata* e *S. macrocephala* espécies morfologicamente semelhantes apresentam 2–4 espigas e 1–2 artículos. *S. bracteata* assemelha-se a *S. capitata* e *S macrocephala* pelas inflorescências isoladas, porém estas não são laxas, como na primeira espécie.

Stylosanthes bracteata ocorre em Mato Grosso, Minas Gerais, Goiás, Distrito Federal, São Paulo, Paraná (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul foi registrada nas regiões central e noroeste (Fig. 1a); em savana (cerrado), savana gramíneo-lenhosa (campo sujo). Floresce e frutifica simultaneamente de outubro a janeiro.

1. 2 *Stylosanthes capitata* Vogel, Linnaea 12: 70. 1838. Figs. 2 m-b'; 1a

Subarbusto, 50–120 cm alt., ereto ou prostrado; ramo pubescente, tomentoso, setoso; estípula externa ovóide, elíptica, verde, vermelho-vináceo, denso-tomentosa, 6–18 nervuras, 6–11 × 4–8 mm, ápice acuminado, 6–10,5 mm compr.; estípula interna transverso-larga, largo-oblonga, alva, paleácea, esparso-tomentosa, 2–4 nervuras, 4–8,5 × 4–5,5 mm, ápice cuspidado. Folha (12–) 20–39 (–46) mm compr.; pecíolo tomentoso, 2–5 mm compr., raque foliar denso-tomentosa, 1–4 mm compr.; folíolo largo-oblongo, obovado, largo-elíptico, ápice acuminado ou mucronado, base obtusa, esparso a denso-tomentoso em ambas as superfícies, 6–12 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 9–21,5 (–34,5) × 3–6 (–10) mm. Inflorescência largo-obovada a obovada-depressa, isolada, congesta, terminal e axilar, 2–4 espigas, 10–30 × (16–) 20–43 mm; bráctea externa obovada a largo–obovada, denso-tomentosa, venação campilódroma, 4–8 pares de nervuras, conspícuas, trifoliolada, 4,5–12 × 3–11,5 mm compr., ápice caudado, 2,9–4,5 mm compr., base levemente cordada; bráctea interna ovóide ou largo-ovóide, pubescente, 4–8 nervuras, 5–7,5 × 4–5 mm, ápice aristado, base revoluta; eixo plumoso denso-setoso, 3–8 mm compr.; 1 bractéola externa ovóide, 2 internas lanceoladas ou lineares, pubescentes, ápice aristado. Flor 8,5–14,5 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular ou obcordado, ápice obcordado, base cuneada, mácula amarelo-dourada, uma dobra na região basal, 5–6 × 3,5–5 mm; asas obovadas, 3–4 × 1,5–2,6 mm; pétalas da quilha falciformes, 3–4 × 1–1,5 mm. Lomento com 1–2 artículos férteis, elípticos ou obovados, pubescente, tomentoso, 3,5–7 × 2–2,6 mm; estilete residual encurvado, 0,9–2 mm compr.; semente largo-oblonga, elíptica ou ovóide, amarela, amarelo-ocre, marrom ou amarela pintalgada de vermelho-vináceo, 2–3 × 1–2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Água Clara, 23.IV.2005, fl. e fr., A. *Pott & V. J. Pott 12821* (HMS). Campo Grande, 8.XI.2000, *V. J. Pott & A. Pott 4262* (HMS). Chapadão do Sul, 26.III.2005, fl. e fr., *L. C. Costa 363* (CGMS). Corumbá, 15.IV.1972, fl. e fr., *G. Hatschbach 29529* (MBM). Ladário, 5.VII.2001, fl. e fr., *V. J. Pott & A. Pott 4788* (HMS). Sonora, 3.V.1995, fl. e fr., *G. Hatschbach 62183* (MBM).

Mohlenbrock (1958), menciona que *Stylosanthes capitata* possui dois artículos férteis, contrariando a diagnose efetuada por Taubert (1890 *apud* Brandão & Costa 1979), que cita apenas um artículo. *S. capitata* assemelha-se a *S. bracteata*, da qual se diferencia pela presença de 1–2 artículos *versus* 1 artículo na segunda espécie.

Stylosanthes capitata tem distribuição ampla no país, ocorrendo nos estados do Pará, Maranhão, Piauí, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Minas Gerais, Goiás e Distrito Federal (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul a espécie é de ocorrência inédita com registros nas regiões sudoeste, centro-norte, noroeste, leste e nordeste (Fig. 1a) em savana (cerrado), savana florestada (cerradão) e savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo). Floresce e frutifica simultaneamente de novembro a julho.

1. 3 *Stylosanthes hamata* (L.) Taub., Verh. Bot. Vereins Prov. Brandenburg. 32(1): 22. 1890. Figs. 3 a-m; 1a

Subarbusto ou arbusto, 14–40 cm. alt., raramente ereto; ramo viloso ou tomentoso; estípula externa oblonga, ovóide, verde, hialina entre as nervuras, esparso-setosa, 5–9 nervuras, 4,5–8 × 2–5 mm, ápice subulado, 3,5–5,5 mm compr.; estípula interna oblonga, verde-clara, hialina, glabra, 4–8 nervuras, 4–11,5 × 2–4 mm, ápice aristado. Folha 11–26 mm compr.; pecíolo geralmente pubescente, às vezes, esparso-setoso, 1–4 mm compr.; raque foliar pubescente, 0,9–2 mm compr.; folíolo elíptico, largo-elíptico, ápice apiculado, base obtusa, glabro ou pubescente, 4–5 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 6–18 × 2,5–5,5 mm. Inflorescência oblonga, fasciculada, congesta, terminal, 1–5 espigas, 8–14 × 3–8 mm; bráctea externa ovóide, elíptica, oblonga, setosa, venação campilódroma, 6–12 nervuras, conspícuas, trifoliolada, raro unifoliolada, 4–6,5 × 2–5 mm, ápice cuspidado, 1–3,5 mm compr., base truncada, bráctea interna ovóide, glabra ou pubescente, 6–7 nervuras, 6,5–7,5 × 2–3 mm, ápice aristado, base revoluta; eixo plumoso, glabro ou esparso-setoso, 2,5–5 mm compr.; bractéola externa 1, interna 2, lanceoladas ou lineares, externamente glabras, internamente denso-tomentosas, ápice aristado. Flor 8–11 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula amarelo-dourada, 2 dobras na região mediana e 1 na basal, 3,7–5 × 3,8–5 mm; asas obovadas, 3–3,5 × 1–2 mm; pétalas da quilha falciformes, 3–3,5 × 1–1,5 mm. Lomento 1–2 artículos, geralmente um artículo vestigial, oblongo ou elíptico, glabro, setoso, 2,7–3,8 × 1,3–2,2; estilete residual encurvado, 3–7 mm compr.; semente oblonga, amarela, amarela pintalgada de vermelho-vináceo ou marrom, 1,5–2 × 1–1,5 mm.
Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Aquidauana, 4.IV.1979, fl. e fr., *G. Hatschbach 60719* (MBM). Porto Murtinho, 10.XI.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 10585* (HMS).

Stylosanthes hamata pode ser confundida com *S. humilis*, pois ambas possuem o estilete residual encurvado, porém, somente a primeira espécie possui eixo rudimentar plumoso na base da flor e do fruto.

Anteriormente a espécie possuía registro de ocorrência somente para o Maranhão (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul foi verificada nas regiões oeste e central (Fig. 1a); onde habita savana (cerrado), savana florestada (cerradão). Floresce e frutifica simultaneamente de abril a dezembro.

1.4 *Stylosanthes macrocephala* M. B. Ferreira & Souza Costa, Soc. Bot. Brasil Anais. 28 Congr. Nac. Bot.:87. 1977. Figs. 3 n-b'2; 1a

Subarbusto, 50–60 cm alt., ereto ou prostrado; ramo tomentoso ou setoso; estípula externa oblonga, ovóide, verde, vilosa ou tomentosa, 10–19 nervuras, 6–8 × 4–7 mm; ápice acuminado, 4–5,5 mm compr.; estípula interna largo-oblonga ou ovóide, hialina, esparso-pubescente, 4–11 nervuras, 3,5–8,5 × 3–5 mm, ápicc aristado. Folhas (11–)16–24(–46) mm; pecíolo tomentoso, 2–6 mm compr., raque foliar tomentoso, 1–4 mm compr; folíolo elíptico ou oblanceolado, ápice acuminado ou mucronado, base obtusa, vilosa ou esparso-vilosa, 12–20 nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 8–21 × 4–10 mm. Inflorescência ovóide, largo-ovóide, isolada, congesta, terminal e axilar,

Figura 3 – a-m. *Stylosanthes hamata* (L.) Taub. – a. folha; b. inflorescência; c. bráctea externa; d. flor; e1. bractéolas; e2. bractéolas internas; e3. bractéola externa; f. cálice; g. estípula externa; h. estípula interna; i. fruto com eixo rudimentar. j. semente; k. estandarte; l. asas; m. pétalas da quilha; n-b'2. *S. macrocephala* M. B. Ferreira & Souza Costa – n. folíolo; o. inflorescência; p-p2. estípula externa; q. flor; r1. bractéolas; r2. bractéola externa. s. cálice; t. asas; u. estandarte; v. pétalas da quilha; x1-x2. estípulas externas; z. estípula interna; a'. fruto com eixo rudimentar; b'1-b'2. semente (a-m *Pott 10585*; n-b'2 *Pott 4263*).

2–4 espigas, (12,5–) 18–33 × 12–31 (–42) mm; bráctea externa largo-ovóide, elíptica ou largo-elíptica, tomentosa, setosa, venação campilódroma, 8–13 nervuras, conspícuas, trifoliolada, unifoliolada, 9–11 × 3–9,5 mm, ápice acuminado; 3–5,7mm compr., base revoulata; bráctea interna elíptica, largo-elíptica ou ovóide, pubescente, 4–8 nervuras, 4,5–7 × 3–4,5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; eixo plumoso setoso, 3,5–8 mm compr.; bractéola externa 1, interna 2, ovóides e lanceoladas, denso-tomentosas, ápice aristado. Flor 10–13 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado ou orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula amarelo-dourado, 2 dobras na região mediana, 1 na basal, 5–5,6 × 4–5 mm; asa obovada, 3–4 × 2–2,6; pétalas da quilha falciformes ou levemente oblongas, 2,5–3,8 × 1–2 mm. Lomento 1–2 dois artículos, oblongo, largo-ovóide, glabro ou esparso-tomentoso, 5,5–6,8 × 2–2,5 mm, estilete residual encurvado, 1,3–2,6 mm compr.; semente oblonga ou ovóide, amarela, amarelo-ocre e marrom-escura, 1,5–2,5 × 1–1,5 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Campo Grande, 8.XI.2000, fl. e fr., *V. J. Pott & A. Pott. 4263* (HMS). Corumbá, 12.XII.1972, fl. e fr., *G. Hatschbach 29529* (MBM). Costa Rica, 11.VI.2005, fl. e fr., *L. C. Costa 362* (CGMS).

Stylosanthes macrocephala aproxima-se morfologicamente de *S. bracteata* pelo tipo de inflorescência, mas difere pelo ápice da bráctea externa. *S. macrocephala* assemelha-se também a *S. capitata* pela forma e revestimento do lomento e número dos artículos, mas difere pela bráctea externa largo-ovóide, elíptica a largo-elíptica *versus* obovada a largo-obovada em *S. capitata*.

Tem ocorrência registrada nos estados do Ceará, Bahia, Minas Gerais, Goiás, Distrito Federal (Brandão & Costa 1979) e Mato Grosso do Sul, onde é verificada nas regiões sudoeste e noroeste, sendo de ocorrência inédita para estado (Fig. 1a); ocorre em savana (cerrado) e savana gramíneo-lenhosa (campo sujo). Floresce e frutifica simultaneamente nos meses de outubro a julho

1.5 *Stylosanthes scabra* Vogel, Linnaea 12: 69-70. 1838. Figs. 4 a-n; 1a

Subarbusto, 40–150 cm alt., ereto; ramos glabros, vilosos, tomentosos, ou estrigosos, tricoma glandular presente; estípula externa largo-oblonga, ovóide, verde, vermelho-vinácea esverdeada, geralmente tomentosa, estrigosa, raramente esparso-tomentosa, 5–11 nervuras, 4–8 × 2–7,5 mm, ápice subulado, 1,5–5,5 mm compr.; estípula interna elíptica, ovóide, hialina, glabra, 1–6 nervuras, 5–10 × 2–2,5 mm, ápice aristado. Folha 8–29 mm compr.; pecíolo tomentoso, 1–8 mm compr; raque foliar denso-tomentosa a setosa, 0,5–3,6 mm compr.; folíolo largo-elíptico, oblanceolado, ápice apiculado, base obtusa, pubescente, esparso-tomentoso e estrigoso na região da nervura central, presença de tricomas glandulares, 4–6 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 5–19 × 2–7 mm. Inflorescência oblongas, elípticas e largo-elípticas, fasciculada, congesta, terminais e axilares, 1–2 espigas, 10–24 × 3–16 mm; bráctea externa elíptica, largo-elíptica, tomentosa, estrigosa, venação campilódroma, 5–13 nervuras, conspícuas, trifoliolada, unifoliolada, 4–6 × 2–6 mm, ápice cuspidado, 1,8–3 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna elíptica ou ovóide, glabra, 3–5 nervuras, 4–7 × 2–3,5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; eixo plumoso, esparso-tomentoso ou glabro, 2,5–7 mm compr.; bractéola externa 1, interna 2, lanceoladas, lineares, glabra, ápice aristado. Flor 8–9,5 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vináceas; 2 dobras na região mediana 1 na basal, 3–5 × 3,5–4 mm; asa obovada, espatulada, 3–3,5 × 1–2 mm; pétalas da quilha falciformes, 2,5–3 × 1–2 mm. Lomento com 2 artículos férteis, obovado ou elíptico, esparso a denso-setoso, 3–7 × 1–3 mm; estilete residual encurvado, 1–2,5 mm compr.; semente largo-elíptica ou largo-oblonga, amarela, amarelo-ocre ou preta, 1–2,5 × 1–2 mm.

Material selecionado: BRASIL MATO GROSSO DO SUL. Alcinópolis, 18.X.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 10365* (HMS); Aquidauana, 29.I.1979, est., *M. B. Ferreira 10427* (MBM, PANG); Bonito, 19.VII.2006, fl. e fr., *L. C.*

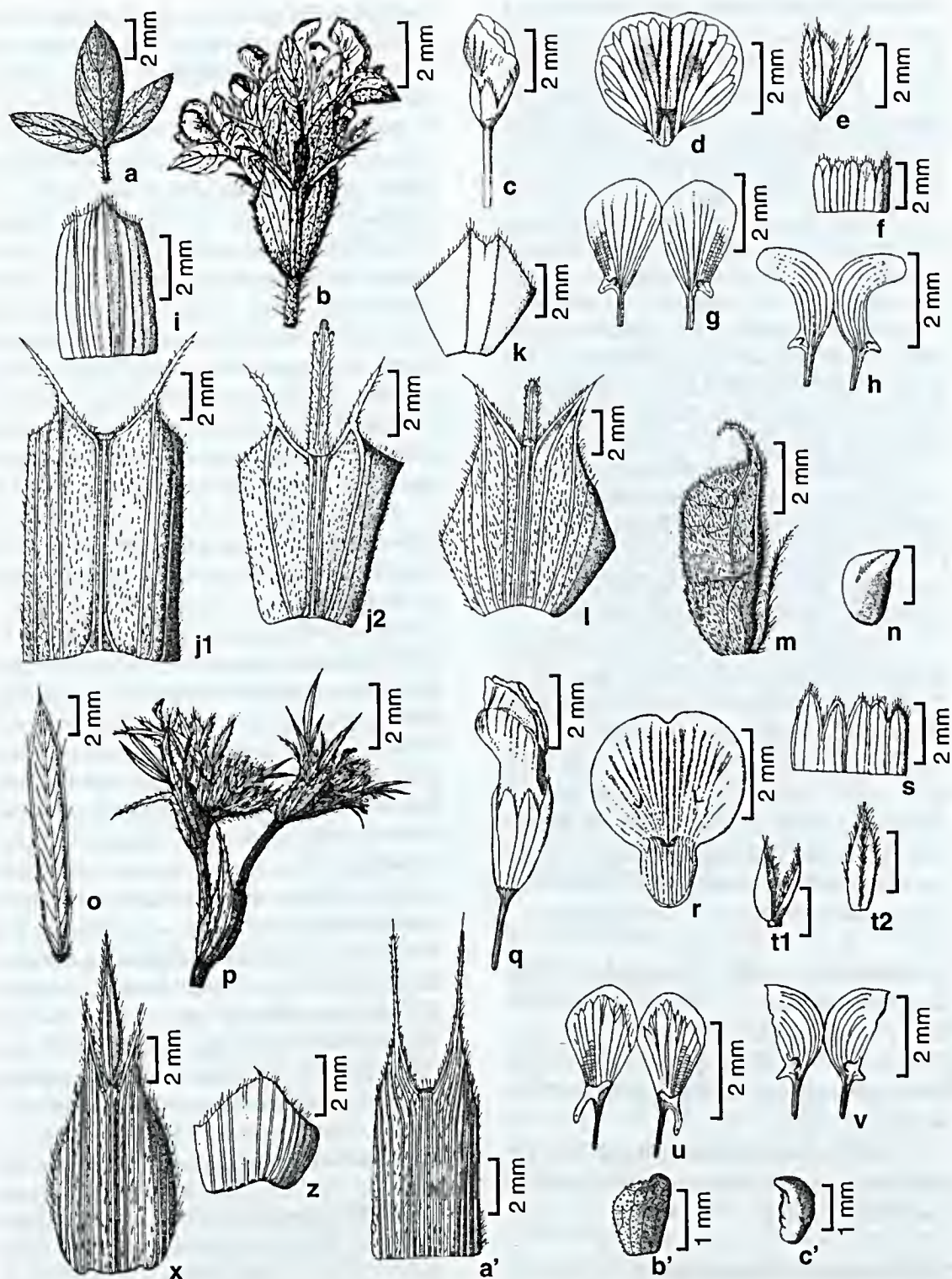



Figura 4 – a-n. *Stylosanthes scabra* Vogel – a. folha; b. inflorescência; c. flor; d. estandarte; e. bractéolas; f. cálice; g. asas; h. pétalas da quilha; i. estípula interna; j1 - j2. estípulas externas; k. bráctea interna; l. bráctea externa; m. fruto com eixo rudimentar; n. semente; o-c'. *S. acuminata* M. B. Ferreira & Souza Costa – o. folíolo; p. inflorescência; q. flor; r. estandarte; s. cálice; t1. bractéolas; t2. bractéola; u. asas; v. pétalas da quilha; x. bráctea externa; z. bráctea interna; a'. estípula externa; b'. fruto; c'. semente (a-n *Costa 360*; o-c' *Pott 9583*)

Costa 382 (CGMS); Campo Grande, 23.XII.1932, fl., *J. Otero & F. C. Hoehne 30648* (SP); Camapuã, 27.II.2002, fl. fr, *A. Pott et al. 9542* (HMS); Chapadão do Sul, 1.V.2005, fl. e fr., *L. C. Costa 357* (CGMS, HMS); Costa Rica, 6.VI.2005, fl. e fr., *L. C. Costa 360* (CGMS); Jaraguari, 5.III.2004, fl. e fr., *A Pott et al. 11489* (HMS); Corumbá, 30.II.2003, fl. e fr., *A. Pott & V. J. Pott 10976* (HMS); Miranda, 19.XI.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 10864* (HMS); Navirai, 18.IV.2005, fl. fr., *A. Pott et al. 12775* (HMS); Nova Andradina, 8.VIII.1997, fl. e fr., *G Hatschbach 66549* (MBM, PANG); Nioaque, 2.IV.2001, fl. e fr., *A. Pott et al. 8781* (HMS); Piraputanga, 2.IV.2006, fl. fr, *L. C. Costa 378* (CGMS, HMS); Rio Verde de Mato Grosso, 27.VII.1973, fl. e fr., *G Hatschbach 32426* (MBM, PANG); São Gabriel d' Oeste, 15.VI.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 10050* (HMS); Três Lagoas, 19.X.1964, fl. fr., *J. C. Gomes 2346* (SP).

Stylosanthes scabra pode ser confundida com *S. viscosa* pelos tricomas glandulares que recobrem ramos e folíolos. Porém, *S. scabra* possui estilete residual encurvado e eixo rudimentar plumoso enquanto em *S. viscosa* o estilete é espiralado e o eixo ausente.

A espécie ocorre na Bahia, Minas Gerais, Goiás, Mato Grosso e São Paulo (Brandão & Costa 1979) e em Mato Grosso do Sul nas regiões centro-norte, sudoeste, nordeste, noroeste e norte (Fig. 1a). Geralmente verifica-se a ocorrência de *S. scabra* associada a *S. acuminata* e *S. grandifolia*. Pode ser encontrada em savana (cerrado), savana florestada (cerradão) e savana gramíneo-lenhosa. (campo sujo). Floresce e frutifica simultaneamente de outubro a agosto.

2. *Stylosanthes* seção ***Stylosanthes***. Seção *Eustylosanthes* Vogel, Linnaea 12:63. 1838. Sсção *Astyposanthes* Hert., Rev. Sudamer. Bot. 7: 209. 1943. Seção *Astyposanthes* (Hert.) Mohlenbrock, Ann. Missouri Bot. Gard. 44: 327. 1958.

Flores não sustentadas em sua base por um eixo rudimentar plumoso, presença de duas bractéolas internas.

2.1 *Stylosanthes acuminata* M. B. Ferreira & Souza Costa, Soc. Bot. Brasil Anais. 28 Congr. Nac. Bot.: 80. 1977. Figs. 4 o-c'; 1b

Subarbusto, 40–90 cm alt, ereto; ramos vilosos ou tomentosos; estípula externa, oblonga, obovada, verde, geralmente denso-tomentosa ou setosa, raramente pubescente, 6–17 nervuras, 6–10 × 5–8 mm, ápice subulado, 6–13 mm compr.; estípula interna oblonga, verde-clara, glabra, 8–14 nervuras, (5,5–) 8–12,5 × 2,6–5,5 mm, ápice aristado. Folha (25–) 30–41 (–51) mm compr.; pecíolo geralmente denso-tomentoso ou setoso, raramente pubescente, 2–5 mm compr.; raque foliar denso-tomentosa e setosa, 1–2,5 mm compr.; folíolo lanceolado, oblanceolado, ápice acuminado, base atenuada, geralmente pubescente ou esparso-tomentoso, raramente glabro, 5–11 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras presentes, alvas (16–) 23–33 × 2,4–7 mm. Inflorescência oblonga, ovóide a largo-ovóide, fasciculada, congesta, terminal e axilar, 1–5 espigas, (7–)14,5–24(–34,6) × (5–) 11–17(–28) mm; bráctea externa oblonga, obovada ou elíptica, externamente pubescente a tomentosa, internamente denso-tomentosa sobre as nervuras centrais, venação crapedódroma, 12–18 nervuras, conspícuas, trifoliolada, 4,5–11 × 3–7 mm, ápice caudado, 1,5–3,5 mm compr., base truncada; bráctea interna ovóide, glabra, 8–12 nervuras, 6–10 × 3–5 mm, ápice aristado, base truncada; 2 bractéolas, lanceoladas, pubescentes, ápice aristado, 3–5 × 0,4–1 mm. Flor 9–13 mm compr.; corola amarela; estandarte obovado, largo-obovado ou obcordado, ápice obcordado, base obtusa, mácula vermelho-vináceo, 1 dobra na região basal, 2 na região mediana, 4–6 × 4–5,6 mm; asas obovadas, 3–5 × 2–3 mm; pétalas da quilha elípticas, ligeiramente falciformes, 3–4 × 1–0,2 mm. Lomento 1 artículo, oblongo, largo-oblongo, glabro, 2,5–3,5 × 1,6–2,5; estilete residual encurvado, 0,2–0,4 mm compr.; semente largo-oblonga, ovóide, amarela, amarela pintalgada de marrom-avermelhado, marrom-escura ou preta, 1–3 × 1–2,5 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Alcinópolis, 2.III.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 9583* (HMS). Amambai, 14.II.1983, fl. e fr., *G Hatschbach 46221* (MBM, PANG); Aquidauana, fl. fr., *A. Pott et al. 13889* (HMS); Campo Grande, 3.V.2005, fl. e fr., *L. C. Costa 354* (CGMS); Corumbá, fr., *D. F. R. Bommer 45* (SP); Coxim, 3.V.1995, fl. e fr., *G Hatschbach 62157* (MBM); Dourados, 31.I.1979, fl. e fr., *M. B. Ferreira 7740* (PANG); Jaraguari, fl. e fr., *A. Pott et al. 11476* (HMS); Pacari, 12.XII.1982, fl. e fr., *G Hatschbach*

45930 (MBM, PANG); Ponta Porã, 24.I.1979, est., *H. M. Saturnino 112* (PANG); Nioaque, 23.II.2006, fl. fr., *A. Pott et al. 14050* (HMS).

Stylosanthes acuminata é facilmente identificada pelos folíolos lanceolados ou oblanceolados de ápice acuminado.

Espécie encontrada na Bahia, Minas Gerais, São Paulo Distrito Federal, Mato Grosso, Paraná (Brandão & Costa 1979) e em Mato Grosso do Sul, onde ocorre nas regiões centro-norte, norte, noroeste, sudoeste e leste (Fig. 1b), em savana florestada (cerradão) e savana gramíneo-lenhosa (campo sujo). Ocorre geralmente associada a *S. guianensis*, *S. scabra* e *S. viscosa*, o que também foi observado por Brandão & Costa (1979). Floresce e frutifica de dezembro a maio.

2.2 ***Stylosanthes gracilis*** **Kunth**, Nov. Gen. Sp. (quarto ed.). 6: 507-508. 1823 [1824].
Figs. 5 a-m; 1c

Subarbusto ou arbusto, 90–150 cm alt., ereto; ramos vilosos ou tomentosos; estípula externa oblonga ou ovóide, verde, pubescente e setosa, 11–22 nervuras, 5–16 × 3,5–9 mm, ápice acuminado, 2–7,5 mm compr.; estípulas internas oblongas ou ovóides, hialinas, glabras ou pubescentes, 10–18 nervuras, 6–8 × 3,2–4,8, ápice aristado. Folha (13–) 19–52 (–62,5) mm compr.; pecíolo glabro, (2–) 5–12 mm compr.; raque foliar glabra, 1–3 mm compr.; folíolo linear, lanceolado, ápice apiculado, base atenuada, glabro ou pubescente, 2–3 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras presentes, (10–) 15–31 (–47) × 1,5–4 mm. Inflorescência oblonga, ovóide, largo-ovóide, isolada, congesta, terminal, 1–5 espigas, 10–27 × 4–25 (–31) mm; bráctea externa ovóide, elíptica e oblonga, setosa, denso-setosa, venação paralelinérvea, 12–16 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 5–10 × 3–6 mm, ápice acuminado, 1–5,5 mm, base amplexicaule; bráctea interna ovóide, elíptica, glabra ou pubescente, 8–14 nervuras, 5–7 × 3–6 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas, lineares ou lanceoladas, internamente denso-tomentosas, ápice aristado. Flor 10–2 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobras na região mediana, 6–7 × 3–3,5 mm; asas obovadas, 3–4 × 1,3–2,5 mm; pétalas da quilha falciformes, 2,6–3,9 × 1,2–1,6 mm. Lomento com 1 artículo, elíptico, glabro, 2,7–3,5 × 2–2,9; estilete residual uncinado, 0,4–0,8 mm compr.; semente oblonga ou elíptica, preta, marrom-escura, 2–3 × 1,2–2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Aquidauana, 29.I.1979, est., *M. B. Ferreira 10426* (PANG); Camapuã, 27.II.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 9543* (HMS); Campo Grande, 29.I.1979, fr., *M. B. Ferreira 104422*, (PANG); Rio Verde de Mato Grosso, 28.VIII.1973, fl. fr., *G. Hatschbach 32444* (MBM); Rio Brilhante 26.IV.1984, est., *J. F. M. Valls et. al. 7714* (RB); São Gabriel d' Oeste, 15.VI.2002, fl. e fr., *A. Pott et. al. 10047* (HMS); Sidrolândia, 12.IX.2001, fr., *A. Sciamarelli et al. 971* (DDMS).

Stylosanthes gracilis é facilmente identificada pela presença de folíolos lineares ou lanceolados de ápice apiculado.

Além de Mato Grosso do Sul esta espécie de ampla distribuição é encontrada em Roraima, Pará, Acre, Piauí Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Rio de Janeiro, São Paulo, Minas Gerais, Goiás, Distrito Federal e Mato Grosso (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul ocorre nas regiões central, sul, norte, nordeste (Fig. 1c), em savana (cerrado) e savana florestada (cerradão). Floresce e frutifica de janeiro a setembro.

2.3 ***Stylosanthes grandifolia*** M. B. Ferreira & Souza Costa, Soc. Bot. Brasil Anais. 28 (Cong. 77): 102. 1977. Figs. 5 n-b´; 1b

Subarbusto, 70–110 cm alt., ereto; ramo viloso, setoso ou tomentoso; estípula externa oblonga, verde, geralmente vilosa e setosa, 8–16 nervuras, 9–17 × 3–9 mm, ápice subulado, 4–10,5 mm compr.; estípula interna oblonga, alva, paleácea, glabra ou pubescente, 8–12 nervuras, 5–13 × 2,5–6 mm, ápice aristado. Folha (21–) 29–45 (–60) mm compr.; pecíolo viloso e setoso, (3,5–) 6–15 mm compr.; raque foliar vilosa, 0,8–3 mm compr.; folíolo oblanceolado, ápice mucronado, base obtusa, glabro ou pubescente, 4–10 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, (13–) 30–40,5 (–47) × 3–10,5

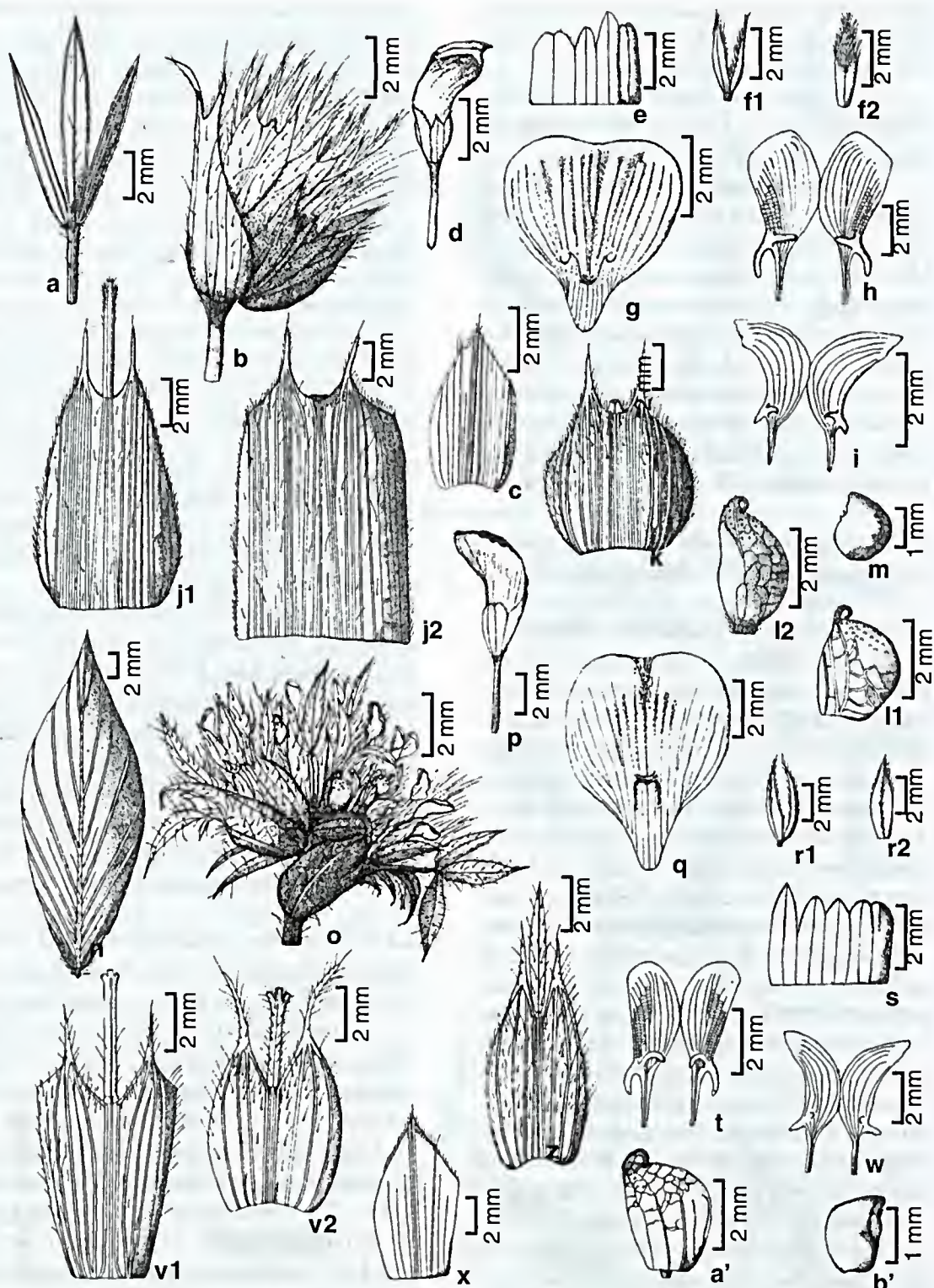



Figura 5 – a-m. *Stylosanthes gracilis* Sw. – a. folha; b. inflorescência; c. estípula interna;.d. flor; e. cálice; f1. bractéolas; f 2. bractéola; g. estandarte; h. asa; i. pétalas da quilha; j1-j2. estipula externa; k. bráctea ; l1-l2. fruto; m. semente; n-b'. *S. grandifolia* M. B. Ferreira & Souza Costa – n. folíolo; o. inflorescência; p flor; q. Estandarte; r1. bractéolas; r2. bractéola; s. Cálice; t. asa. u. pétalas da quilha; v1-v2. estípula externa; x. Estípula interna; z. Bráctea externa; a' fruto; b'. semente (a-m *Pott 10047*; n-b' *Costa 375*).

(–14) mm. Inflorescência ovóides, largo-ovóides, oblatas ou circulares, isolada, congesta, terminal, 1–8 espigas, (7–)12–25 (–28) × 11–28 (–32,9) mm; bráctea externa oblonga, obovada ou elíptica, vilosa, setosa, venação paralelinérvea, 4–9 pares de nervuras, conspícuas, trifoliolada, 6–16,5 (–20,5) × 2–7 (–8,5) mm, ápice subulado, 2–3,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna ovóide, glabra a pubescente, 8–12 nervuras, 5–7 × 2–5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas lanceoladas, pubescentes, ápice aristado, 3,5–5 × 0,6–1,5 mm. Flor 10–13 mm compr.; corola amarela; estandarte obovado ou obcordado, ápice arredondado ou obcordado, base cuneada, mácula amarela, 2 dobras na região mediana, 1 basal, 5,5–9 × 3,5–6 mm; asa oblonga, 4–6,5 × 2–2,5 mm; pétalas da quilha oblongas, levemente falciformes, 4–5 × 1–2 mm. Lomento com 1 artículo, largo-elíptico, glabro ou pubescente, com glândulas no ápice do artículo, 3–4 × 2–3 mm; estilete residual uncinado, 0,4–0,7 mm compr.; semente elíptica, oblonga ou largo-oblonga, preta, marrom-escura ou amarela, 2–3 × 1,4–2,3 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Campo Grande, 2.X.2006, fl. e fr., *L. C. Costa* 392 (CGMS); Caracol, 10.II.1993, fl. e fr., *G. Hatschbach 56846* (MBM); Dourados, 24.I.1979, est., *H. Saturnino 115* (PANG); Miranda, 31.I.1979, fl. e fr., *N. M. Costa & M. B. Ferreira 7708* (PANG); Rochedo 25.I.1979, fl. e fr., *E. C. Tenório s.n.* (RB-363.851); Sidrolândia, 23.I.1971, fl. e fr., *G. Hatschbach 26036* (MBM); Terenos, 31.I.1979, fl. e fr., *A. Krapovickas & C. L. Cristobal s.n.* (PANG-9159).

Stylosanthes grandifolia é prontamente identificada pela inflorescência de formato ovóide a circular, isolada. Aproxima-se morfologicamente de *S. acuminata*, *S. gracilis* e *S. guianensis* pelo número de artículos do lomento, mas difere pelos folíolos oblanceolados, com nervuras inconspícuas.

Ocorrência anteriormente conhecida apenas em Minas Gerais (Brandão & Costa, 1979). Em Mato Grosso do Sul ocorre nas regiões central, noroeste, sul e sudeste (Fig. 1b) em savana (cerrado) e savana florestada. Floresce e frutifica de dezembro a fevereiro.

2.4 ***Stylosanthes guianensis*** (Aubl.) Sw., Kongl. Vetensk. Acad. Nya Handl. 11: 296.1789. Figs. 6 a-n; 1c

Subarbusto, 40–60 cm alt., prostrado; ramo tomentoso, setoso, raro glabrescente; estípula externa oblonga, obovada ou estreita-elíptica, verde, geralmente tomentosa e setosa, 10–22 nervuras, 5–14 × 2–5 mm, ápice acuminado, 2–6,5 mm compr.; estípula interna ovóide, alva, paleácea, pubescente, 3–10 nervuras, 4,5–10 × 2–6,5 mm, ápice aristado. Folha (14,5–) 19–43 mm compr.; pecíolo tomentoso, 2–8 mm compr.; raque foliar geralmente tomentosa, raro setosa, 1–2 mm compr.; folíolo elíptico, lanceolado ou oblanceolado, ápice apiculado ou mucronado, base obtusa, tomentoso, 4–10 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 15,5–27 × 1–4 mm. Inflorescência ovóide, largo-ovóide, fasciculada, congesta, terminal e axilar, 2–4 espigas, 7–24,5 × 5–18 (–26,5) mm; bráctea externa elíptica, ovóide ou oblonga, setosa, venação paralelinérvea, 5–12 nervuras, conspícuas, trifoliolada, raro unifoliolada, 3,5–6 × 2–6 mm, ápice acuminado, 0,7–4 mm compr., base truncada; bráctea interna elíptica, ovóide ou largo-ovóide, 1–5 nervuras, 3,–6,5 × 2–4,5 mm, ápice aristado, base truncada, 2 bractéolas, lanceoladas ou lineares, glabras, ápice aristado. Flor 8–13 mm compr.; corola amarela ou branca; estandarte largo-obovado, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobras na região mediana e 1 basal, 4–6,6 × 3–5,8 mm; asas largo-obovadas, 3–6 × 1,5–3 mm; pétalas da quilha falciformes, 2,5–3 × 1–1,6 mm. Lomento com 1 artículo, largo-elíptico, glabro, 3–3,8 × 1,8–2,3 mm, estilete uncinado, 0,4–0,7 mm compr.; semente elíptica, preta, 1,6–2,7 × 0,9–2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Aquidauana, IX.2005, fl. e fr., *A. Pott & V. J. Pott 13486* (HMS); Bonito, 19.VIII.2006, fl. e fr., *L. C. Costa 384* (CGMS,HMS); Bela Vista, 19.IV.2005, fl. e fr., *A. Pott & V. J. Pott 12794* (HMS); Camapuã, 27.II.2002, fl. e fr., *A. Pott et. al. 9541* (HMS); Campo Grande 2.X.2006, fl. e fr., *L. C. Costa 392* (CGMS,HMS); Chapadão do Sul, 9.IV.2004, fl. e fr., *A. Pott et al. 11747* (HMS); Corumbá, 7.V.2003, fl. e fr., *V. Pott et. al. 6235* (HMS).

Morfologicamete, *S. guianensis* aproxima-se de *S. acuminata*, *S. gracilis* e *S. grandifolia*, devido à presença de um artículo no fruto. *S.*

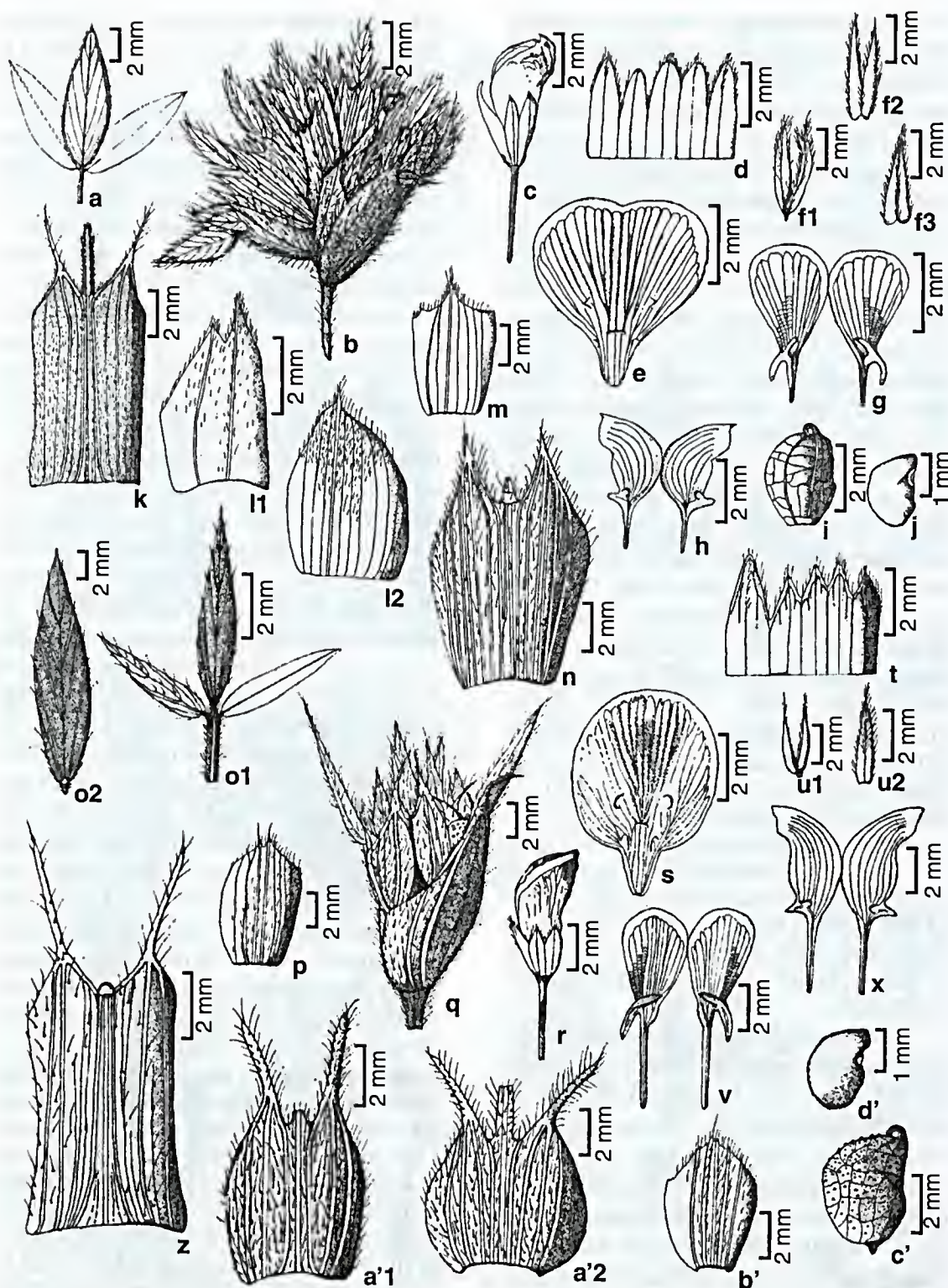



Figura 6 – a-n. *Stylosanthes guianensis* (Aubl) Sw. a. folha; b. inflorescência; c. flor; d. cálice; e. estandarte; f1. bractéolas; f2-f3. bractéola; g. asas; h. pétalas da quilha; i. fruto; j. semente; k. estípula externa; l1-l2. estípula interna; m. bráctea interna; n. bráctea externa. o-d' *Stylosanthes hippocampoides* Mohlenbr. o1-o2. folha; p. estípula interna; q. inflorescência; r. flor; s. estandarte; t.cálice; u1. bractéolas; u2. bractéola; v. asas; x. pétalas da quilha; z. estípula externa; a'1-a'2. bráctea externa; b'. bráctea interna; c'. fruto; d'. semente. (a-n. *Costa 392*; o-d': *Pott 7469*)

guianensis difere de *S. acuminata* e de *S. gracilis* pela ausência de nervuras coletoras no bordo foliar e de *S. grandifolia pelo* hábito arbustivo prostrado.

Ocorrência da espécie é registrada no Pará, Maranhão, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Minas Gerais, Goiás, Distrito Federal, Mato Grosso, Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul ocorre nas regiões central, norte, nordeste, noroeste, sul e sudeste (Fig. 1c), em savana (cerrado), savana florestada (cerradão) e savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo). Flores e frutos registrados para todos os meses do ano.

2.5 *Stylosanthes hippocampoides* Mohlenbr., Ann. Missouri Bot. Gard. 44(4): 339. 1957 [1958]. Figs. 6 o-d'; 1b

Subarbusto, 40–60 cm alt., ereto; ramo glabrescente, geralmente denso-tomentoso, algumas vezes setosos; estípula externa oblonga e elíptica, verde, geralmente tomentosa a setoso, 7–11 nervuras, 6,6–8,5 × 2–5 mm, ápice subulado, caudado, 5–10,2 mm compr.; estípula interna oblonga, verde-clara, paleácea, glabro, 3–5 nervuras 5,5–8 × 2–3,5 mm, ápice aristado. Folha 20,5–33 (–41) mm compr.; pecíolo geralmente tomentoso, algumas vezes setoso, 4–8 mm compr.; raque foliar geralmente tomentosa, a setosa, 0,8–1,5 mm compr., folíolo lanceolado, ápice apiculado ou mucronado, base obtusa, esparso-setoso, 4–6 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 15,5–27 × 14 mm. Inflorescência ovóide, largo-ovóide, fasciculada, congesta, terminal, axilar, 2–6 espigas, 10–19,5 × 8–13 (–21,5) mm; bráctea externa elíptica a largo-elíptica, geralmente setosa, algumas vezes denso-setosa, venação paralelinérvea, 7–12 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 3,5–8 × 2,4–5 mm, ápice subulado, 2–7 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna elíptica, largo-elíptica, esparso-setoso, 1–3 nervuras, 3–6 × 2–4,5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas lanceoladas ou lineares, internamente glabras, externamente tomentosas, ápice aristado. Flor 10–12 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 5,7–8,6 × 4–5,8 mm; asas largo-obovadas, 4–5 × 1,5–2,5 mm; pétalas da quilha falciformes, 3,8–4 × 1–1,6 mm. Lomento 1 artículo, largo-elíptico, glabro, glândulas translúcidas presentes, 3–6 × 1,8–3 mm; estilete residual encurvado, 0,5–0,7 mm compr.; semente largo-ovóide e largo-elíptica, amarelo-ocre, marrom-escura ou preta, 1,5–2,7 × 1,5–2 mm.

Material selecionado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Caracol, 10.II.1993, fl. fr., *G. Hatschbach 58855* (MBM). Corumbá, 19.II.2005, fl. fr., *V. J. Pott et al. 7469* (HMS). Ponta Porã, 12.II.1983, fl. fr., *G. Hatschbach 46140* (PANG).

Stylosanthes hippocampoides pode ser identificada pelas nervuras conspícuas e paralelas tanto nos folíolos como nas brácteas, inflorescência de formato ovóide a largo-ovóide, fasciculada e congesta e estandarte com mácula vermelho-vináceo.

Tem ocorrência registrada na Bahia, Goiás, Mato Grosso, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina (Brandão & Costa 1979). Neste estudo, *S. hippocampoides* foi encontrada nas regiões sudeste e noroeste, sendo sua ocorrência inédita para o estado (Fig. 1b), ocorrendo em savana (cerrado), savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo). Flores e frutos observados de dezembro a março.

2.6 *Stylosanthes humilis* Kunth, Nov. Gen. Sp. (quarto ed.). 6: 506.1823. Figs. 7 a-m2; 1b

Subarbusto, 20–30 cm alt., prostrado; ramo geralmente setosos, algumas vezes tomentosos; estípula externa oblonga ou elíptica, verde, geralmente tomentosa, algumas vezes setosa, 3–7 nervuras, 4–9 × 2–5 mm, ápice acuminado, 2–3 mm compr.; estípula interna elíptica, alva, paleácea, esparso-tomentosa, 1–3 nervuras, 2–6 × 1,5–3 mm, ápice aristado. Folha 11–22 mm compr.; pecíolo geralmente tomentoso, algumas vezes esparso-setoso, 2–6,5 mm compr.; raque foliar tomentosa, 0,6–4 mm compr.; folíolo oblongo ou estreito-oblongo, ápice mucronado, base obtusa, geralmente tomentoso, algumas vezes esparso-setoso, 3–5 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 6–22,5 × 1–4 mm. Inflorescência oblonga, fasciculada, congesta, terminal, axilar, 1 espiga, (7,5–)13–30 × (2,5–)

4,5–7 mm; bráctea externa oblonga, elíptica e largo-elíptica, tomentosa, venação paralelinérvea, 4–9 nervuras, conspícuas, trifoliolada, 3,5–4,5 × 2–5 mm, ápice cuspidado, 1–3 mm compr., base truncada; bráctea interna ausente; 2 bractéolas, oblongas, lineares, externamente glabras, internamente tomentosas, ápice aristado. Flor 9,5–12,5 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 4–7 × 4–6,5 mm; asa largo-obovada, 2–4 × 1,1–2,5 mm; pétalas da quilha falciformes, 3–4 × 1–1,6 mm. Lomento com 1 artículo, segundo artículo vestigial, ovóide, largo-elíptico, pubescente ou esparso-tomentoso, 3–3,5 × 1,5–2 mm; estilete residual uncinado, 1,5–2,6 mm compr.; semente elíptica, amarela ou marrom-escura, 2,5 × 1–1,5 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Corumbá, fl. e fr., 28.XI.2006, *L. C. Costa 396* (CGMS); Porto Murtinho, 3.IX.2003, fl. e fr., *A. Pott & V. J. Pott 11451* (HMS).

Stylosanthes humilis é facilmente reconhecida pelo lomento pubescente ou esparso-tomentoso provido de um artículo e ausência do eixo rudimentar plumoso. Possui fruto com um estilete residual uncinado o que a diferencia prontamente de *S. hamata* (estilete residual encurvado) e *S. linearifolia* (estilete residual espiralado).

Esta espécie possui registro para o Amazonas, Pará, Maranhão, Piauí, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Bahia, Minas Gerais e Goiás (Brandão & Costa 1979). Neste estudo *S. humilis* foi verificada nas regiões sudoeste e noroeste de Mato Grosso do Sul, sendo sua ocorrência inédita para o estado (Fig. 1b). Ocorre em savana (cerrado) e savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo). Floresce e frutifica de setembro a novembro.

2.7 *Stylosanthes linearifolia* M. B. Ferreira & Souza Costa, Soc. Bot. Brasil Anais. 28 Congr. Nac. Bot.: 102. 1977. Figs. 7 n-c2; 1c

Subarbusto, 14–22 cm alt., ereto; ramos geralmente esparso-tomentosos, algumas vezes setosos; estípula externa oblongo ou elíptica, verde ou verde com vermelho-vináceo, geralmente setosa, algumas vezes esparso-tomentosa, 10–21 nervuras, 10–18,5 × 2–5 mm, ápice subulado, 3,8–5,5 mm compr.; estípula interna ovóide a largo-ovóide, verde-clara, hialina, glabra, 4–6 nervuras, 5–6,5 × 1,5–2,5 mm, ápice aristado. Folha 12–40 mm compr.; pecíolo tomentoso, 3–8,5 mm compr.; raque foliar tomentoso, 1–4 mm compr.; folíolo geralmente linear, raro lanceolado, ápice apiculado, base obtusa, geralmente esparso-tomentoso, às vezes pubescente, 6–10 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 5–29,5 × 1–3 mm. Inflorescência oblonga, fasciculada, congesta, terminal, 1–2 espigas, 14–22,5 × 3–11 (–15) mm; bráctea externa elíptica, largo-elíptica, geralmente tomentosa, algumas vezes setosa, venação paralelinérvea, 7–14 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 5–12 × 3–5 mm, ápice cuspidado, 3,4–4,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna largo-elíptica ou oblonga, setosa, 3–5 nervuras, 4–6,5 × 2–3,5 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas, lanceoladas ou lineares, glabras, ápice aristado. Flor 10–12 mm compr.; corola amarela; estandarte orbicular, ápice emarginado, base atenuada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 5–6 × 4–6 mm; asa espatulada ou largo-obovada, 3–4 × 1–2 mm, compr.; pétalas da quilha falciformes, 3,2–4 × 1,1–1,2 mm. Lomento com 2 artículos, oblongo ou elíptico, denso-tomentoso, 2,5–5 × 1–2 mm; estilete residual espiralado, 1–1,2 mm; semente largo-elíptica ou largo-oblonga, amarela, amarela pintalgada de vermelho-vináceo ou preta, 1,5–2,5 × 1–1,5 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL. Aquidauana, 6.V.2002, fl. e fr., *V. J. Pott et al. 5468* (HMS); Dourados, 1979, fl. e fr., *A. Krapovickas 32867* (MBM); Piraputanga, 2.X.2006, fl. e fr., *L. C. Costa 390* (CGMS); *idem*, fl. e fr., 18.II.1970, *G. Hatschbach 23788* (MBM); Rio Verde de Mato Grosso, 9.VI.1994, fl., *G. Hatschbach 33959* (MBM, PANG); São Gabriel d'Oeste, 15.VI.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 10054* (HMS).

Stylosanthes linearifolia caracteriza-se pela bráctea externa com ápice cuspidado, folíolos geralmente lineares, lomento com 2 artículos, denso-tomentosos e estilete residual espiralado.

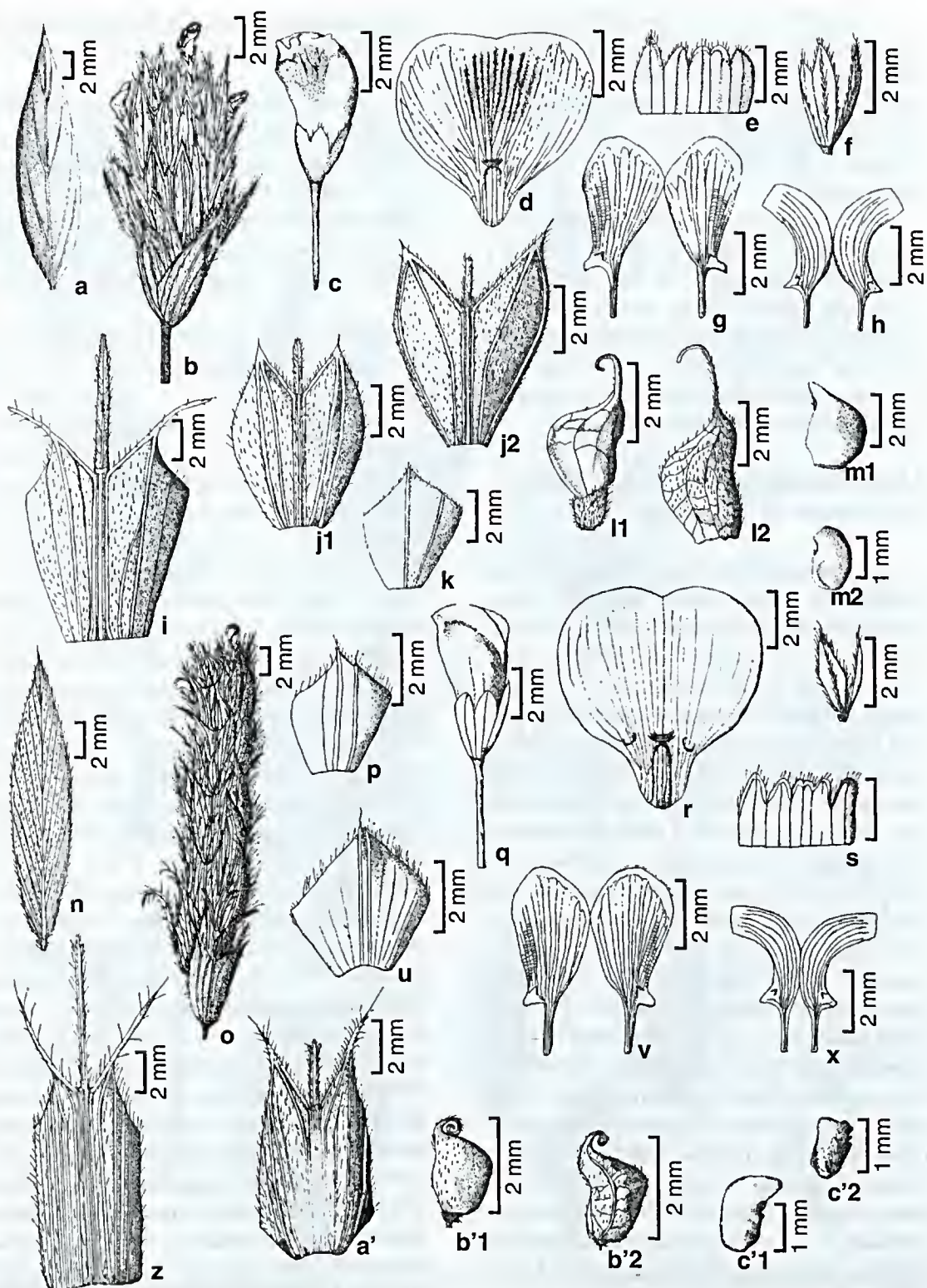



Figura 7 – a-m2. *Stylosanthes humilis* Kunth. – a. folíolo; b. inflorescência; c. flor; d. estandarte; e. cálice; f. bractéolas; g. asas; h. pétalas da quilha; i. estípula; j1-j2. brácteas externas; k. bráctea interna; l1-l2. frutos; m1. semente artículo superior; m2. semente artículo inferior; n-c2. *S. linearifolia* M. B. Ferreira & Souza Costa – n. folíolo; o. inflorescência; p. bráctea interna; q. flor; r. estandarte; s. cálice; t. bractéolas; u. estípula interna; v. asas; x. pétalas da quilha; z. estípula externa; a'. bráctea externa; b'1-b'2. fruto; c'1. semente do artículo superior; c'2. semente artículo inferior (a-m2 *Costa 396*; n-c2 *Costa 390*).

Os espécimes de *S. linearifolia* coletados em Mato Grosso do Sul não apresentam eixo rudimentar plumoso e as flores têm duas bractéolas internas, característicos de *Stylosanthes* seção *Stylosanthes*. Desta forma, optou-se pela classificação de *S. linearifolia* na seção supracitada.

A espécie tem ocorrência constatada em Minas Gerais (Brandão & Costa 1979) e é inédita para Mato Grosso do Sul, onde ocorre na região central (Fig. 1c), em savana (cerrado), savana gramíneo-lenhosa (campo-sujo) e savana florestada com afloramento rochoso (cerradão). Floresce e frutifica simultaneamente de maio a outubro.

2.8 *Stylosanthes longiseta* Micheli, Mem. Soc. Phys. Genève 28(7): 18. 1883.

Figs. 8 a-g; 1b

Subarbusto, ereto, 14–26 cm alt.; ramo geralmente denso-setoso, algumas vezes tomentoso; estípula externa obovada ou largo-obovada, verde, setosa, 6–17 nervuras, 8–12 × 4,5–8 mm, ápice cuspidado, 4–5,5 mm compr.; estípula interna ausente. Folha 15–36 mm compr.; pecíolo setoso, 1–2,5 mm compr.; raque foliar setosa, 1–2,5 mm compr.; folíolo largo-obovado a espatulado, ápice apiculado, base cuneada, setoso, 3–4 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, (2–) 13–27,5 × 6–12,5 mm. Inflorescência ovóide, isolada, congesta, terminal, 1–2 espigas, 8,8 × 6,6; bráctea externa obovada, tomentosa, venação paralelinérvea, 8–16 nervuras, conspícuas,unifoliolada, 4,5–11 × 3–7 mm, ápice cuspidado, 2,5–3,5 mm compr; bráctea interna ausente; 2 bractéolas, lineares, tomentosas, ápice aristado. Flor 10–11 mm compr.; corola amarela; estandarte largo-obovado, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobras na parte central da pétala mais próxima à base, 6,5–7 × 3,5–4 mm; asa obovada, 3–3,5 × 1,5–2 mm; pétalas da quilha elípticas, ligeiramente falciformes, 2,7–3 × 1–1,5 mm. Lomento 1 artículo, obovado, glabro, glândulas translúcidas; estilete residual uncinado, sementes elipsóides, pretas ou amarelas (Brandão & Costa 1979; Costa 2006).

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Rio Brilhante, 23.X.1970, fl., *H. Saturnino s.n.* (MBM 15843).

Stylosanthes longiseta é prontamente identificada pelos ramos e folíolos setosos e folíolos largo-obovados a espatulados.

A espécie é encontrada no Paraná e Minas Gerais (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul ocorre nas região sudeste (Fig., 1b), em savana (cerrado). Flores observadas em outubro.

2.9 *Stylosanthes maracajuensis* Sousa Costa & Van den Berg, Kew Bull. 58(3): 743. 2003.

Figs. 8 g-s; 1c

Subarbusto 14–22 cm alt., ereto; ramos geralmente pubescentes, algumas vezes tomentosos; estípula externa oblonga, obovada, verde com vermelho-vináceo, tomentosa, 7–9 nervuras, 4–5 × 2–3,5 mm, ápice subulado, 1,5–4 mm compr.; estípula interna ovóide, largo-ovóide, verde-clara, hialina, glabra, 1–3 nervuras, ápice aristado. Folha 15–33 mm compr., pecíolo geralmente tomentoso, algumas vezes pubescente, 2,5–9 mm compr.; raque foliar tomentosa, 1,5–3 mm compr.; folíolo lanceolado ou oblanceolado, ápice apiculado, base aguda ou cuneada, geralmente esparso-tomentoso, algumas vezes pubescente, pontuações em ambas as faces do folíolo, 3–5 pares de nervuras, conspícuas, nervuras coletoras ausentes, 9–18 × 2–4 mm. Inflorescência elíptica ou ovóide, fasciculada, congesta, terminal, 1–3 espigas, 14–27x 5–8,5 mm; bráctea externa elíptica, tomentosa, venação paralelinérvea, 8–11 nervuras, conspícuas, unifoliolada, raro trifoliolada, 4–5,5 × 2,5–5 mm, ápice acuminado, 1–2,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna largo-oblonga ou ovóide, glabra, 3 nervuras, 3,5–4,5 × 2,3–3,4 mm, ápice aristado, base truncada; 2 bractéolas estreito-ovóides ou lineares, internamente denso-tomentosas, externamente pubescentes, ápice aristado. Flor 7–8 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado ou orbicular, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 4–5 × 3,5–4,5 mm; asa largo-obovada, 2,5–3,5 × 1,6–2, mm compr.; pétalas da quilha elípticas, falciformes, 2,5–3,5 × 0,9–1,2 mm. Lomento com 2 artículos,

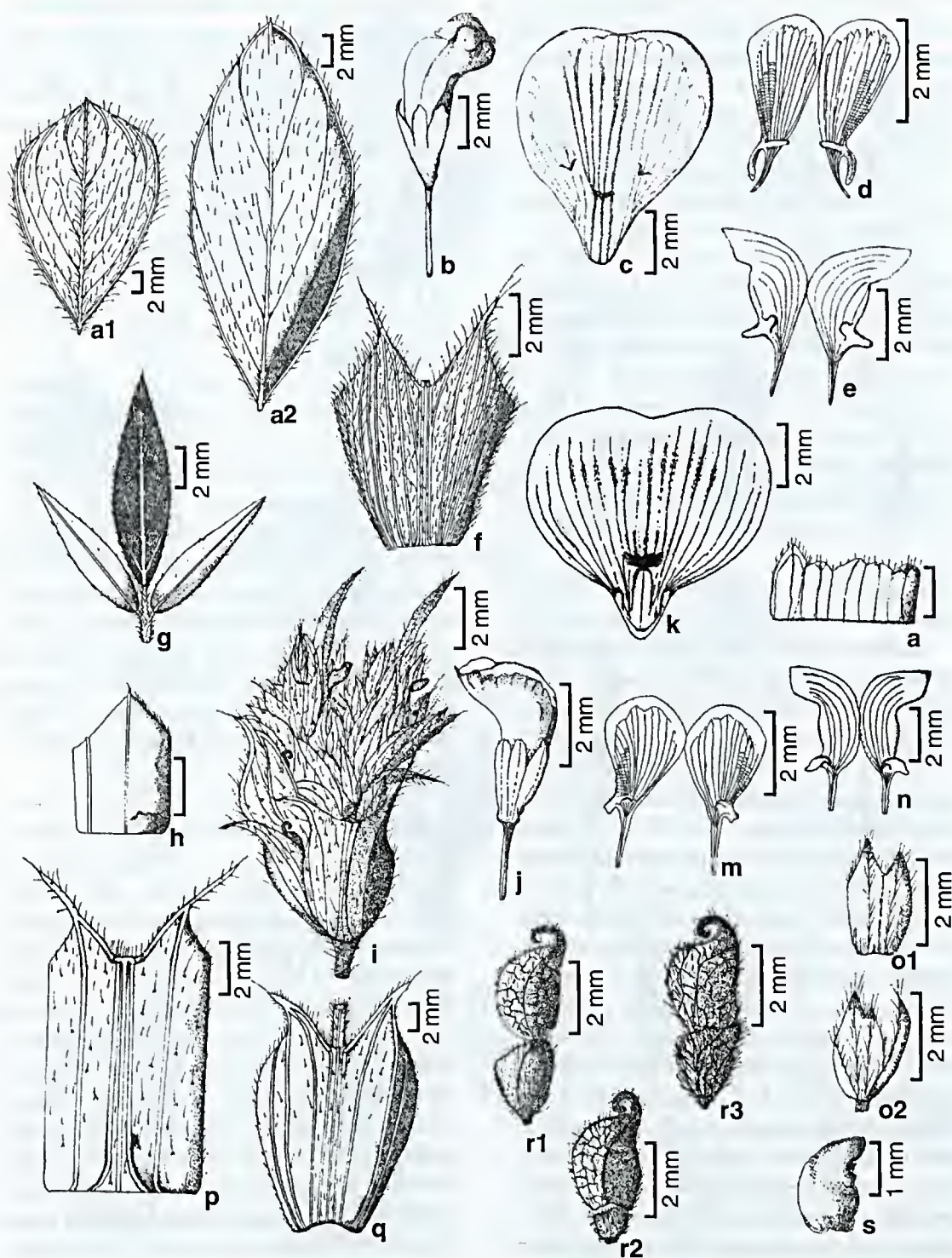



Figura 8 – a-f. *Stylosanthes longiseta* Micheli – a1-a2. folíolos; b. flor; c. estandarte. d. asas; e. pétalas da quilha; f. estípula externa; g-s. *S. maracajuensis* Souza Costa & Van den Berg – g. folha; h. estípulas interna. i. inflorescência; j. flor; k. estandarte; l. cálice; m. asas; n. pétalas da quilha; o1. bractéola externa; o2. bractéolas; p. estípula externa; q. bráctea externa; r1-r3. fruto; s. semente (a-f *Saturnino s.n.*, MBM 15843; g-s *Pott et al. 12568*).

oblongo, pubescente, esparso-tomentoso, 4–4,5 × 2,8–3,3 mm; estilete residual uncinado, 1,5–3 mm compr.; semente oblonga ou ovóide, marrom-escura, amarela, 1,7–2,5 × 1–1,5 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Caracol, 10.II.1993, fl. e fr., *G. Hatschbach 58848* (MBM, PANG); Corumbá, 16.III.2005, fl. e fr., *A. Pott et al. 12568* (HMS); Porto Murtinho, 21.IV.2004, fl. e fr., *E. L. Lescano 114* (CGMS).

Stylosanthes maracajuensis pode ser confundida com *S. humilis e S. hamata* pelo porte e forma dos folíolos, porém, difere de ambas por possuir folíolos com nervuras conspícuas, providos de pontuações.

Espécie com ocorrência restrita ao Mato Grosso do Sul (Costa & Van den Berg 2003), ocorre em savana (cerrado) e savana florestada (cerradão), nas regiões noroeste e sudeste (Fig. 1c). Floresce e frutifica de fevereiro a abril.

2.10 ***Stylosanthes montevidensis*** Vogel, Linnaea 12: 67. 1838. Figs. 9 a-l; 1c

Subarbusto, 40–100 cm alt., ereto; ramo geralmente esparso-viloso, algumas vezes pubescente; estípula externa oblonga ou largo-oblonga, verde, setosa, 16–22 nervuras, 7–11,5 × 3–8 mm, ápice subulado, 2–6 mm compr.; estípula interna oblonga, ovóide, alva, paleácea, glabra, 16–22 nervuras, 4,5–5,5 × 3,5–6 mm. Folha 20,5–29,5 mm compr.; pecíolo setoso, 2,6–4,5 compr.; raque foliar setoso, 0,7–1,5 compr.; folíolo lanceolado ou linear, ápice apiculado, base atenuada, geralmente setoso, algumas vezes esparso-setoso, 2–4 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras presentes, 14,5–26 × 1,2–2,6 mm. Inflorescência circular ou oblata, isolada, congesta, terminal, 6–8 espigas, 9–24 × 12–18,5 mm; bráctea externa ovóide, largo-ovóide, geralmente setosa, algumas vezes denso-setosa, venação paralelinérvea, 8–14 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 3–5,5 × 3–7 mm, ápice caudado, 1–4,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna largo-oblonga ou ovóide, glabra, 3 nervuras, 3,4–4,5 × 2,3–3,4 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas lanceoladas a lineares, externamente glabras, internamente tomentosas, ápice aristado. Flor 8 mm compr.; corola amarela; estandarte largo-obovado, ápice emarginado, base atenuada, mácula vermelho-vinácea, 1 dobra na região basal, 4,5 × 3,3 mm; asa obovada, 2,8 × 2 mm; pétalas da quilha falciformes, 2 × 1 mm. Lomento com 1 artículo, elíptico, esparso-tomentoso, 4–4,5 × 2,8–3,3 mm.; estilete residual uncinado, 2,4–3,2 mm compr.; semente elíptica ou ovóide, marrom-escura, preta, 2–2,6 × 1–1,6 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Dourados, 24.I.1979, fr., *H. Saturnino 111 e 114* (PANG); Ponta Porã, XII.1979, fl. fr., *H. Saturnino 120* (PANG).

Stylosanthes montevidensis diferencia-se das demais espécies do gênero em Mato Grosso do Sul pela inflorescência congesta, circular ou oblata, fruto com um artículo e estilete residual uncinado.

A espécie possui registro de ocorrência em Goiás, Minas Gerais (Dutra *et al.* 2005), Rio de Janeiro, Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul (Brandão & Costa 1979). Ocorre em Mato Grosso do Sul nas regiões sudoeste, sendo sua ocorrência inédita para o estado (Fig. 1c), onde é encontrada em savana (cerrado) e savana parque (campo-cerrado). Floresce e frutifica de dezembro a janeiro.

2.11 ***Stylosanthes nunoi*** M. Brandão, Daphne 2(1): 5. 1991. Figs. 9 m-a'; 1b

Subarbusto 40–50 cm alt., ereto; ramos denso-tomentosos; estípula externa oblonga ou elíptica, verde, verde com vermelho-vináceo, tomentosa, 14 nervuras, 9–11,5 × 3–3,5 mm, ápice subulado, 2–4 mm compr.; estípula interna oblonga, alva, paleácea, esparso-setosa, 2–5 nervuras, (4,5–) 6–10 × 2–3 mm, ápice aristado. Folha 18–31 mm compr.; pecíolo tomentoso, 3–7 mm compr., raque tomentosa foliar, 0,9–1,5 mm compr.; folíolo linear ou lanceolado, ápice mucronado, base aguda, geralmente pubescente, algumas vezes esparso-tomentoso, 4–8 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 16–25 × 2–4 mm. Inflorescência ovóide, largo-ovóide, fasciculada, congesta, terminal e axilar, 1–3 espigas, 12–15 × 7–11 mm; bráctea externa ovóide, largo-elíptica, geralmente denso-

Figura 9 – a-l. *Stylosanthes montevidensis* Vogel – a. folha; b. inflorescência; c. estandarte; d1. bractéolas; d2. bractéola; e. cálice; f. asas; g. pétalas da quilha; h. estípula; i. bráctea externa; j. bráctea interna; k1-k2. frutos; l. semente; m-a'. *S. nunoi* M. Brandão – m. folha; n. inflorescência; o. flor; p. estandarte; q1. bractéola; q2. bractéolas. r. cálice; s. asas; t. pétalas da quilha; u. estípula externa; v. estípulas interna; x. bráctea externa; z. fruto; a'. semente (a-l *Saturnino 120*; m-a' *Krapovickas s.n.*, PANG 9162).

tomentosa, algumas vezes setosa, venação paralelinérvea, 8–12 nervuras, conspícuas, trifoliolada, 4–7 × 2–4 mm, ápice acuminado, 0,7–2,5 mm compr., base amplexicaule; bráctea interna triangular, pubescente, 3–4 nervuras, 4,5 × 2–2,9 mm, ápice aristado, base amplexicaule; 2 bractéolas lanceoladas, externamente glabras, internamente denso-tomentosas, ápice aristado, 4–5 × 0,8–0,9 mm. Flor 11 mm compr; corola amarelo-clara; estandarte obcordado ou largo-obovado, ápice obcordado, base cuneada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobras na região basal da pétala, 6,6 × 4,3 mm; asa oblonga, ca.3 × 1,5 mm, pétalas da quilha oblongas, 3,3 × 1,3 mm. Lomento com 2 artículos, obovado, glabro, ca.2,9 × 2 mm, estilete residual espiralado, ca. 0,7 mm compr.; semente oblonga, marrom-escura, ca. 1,4 × 1,1 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Campo Grande, 1979, fl. e fr., *A. Krapovickas s.n.* (PANG 9162).

Stylosanthes nunoi e *S. hippocampoides* possuem estípula externa oblonga e elíptica e bráctea externa largo-elíptica. Entretanto, *S. nunoi* possui lomento com 2 artículos, estilete residual espiralado *versus* 1 artículo e estilete residual encurvado em *S. hippocampoides*.

É registrada em Minas Gerais e Mato Grosso (Brandão & Costa 1979), sendo inédita em Mato Grosso do Sul onde ocorre na região central (Fig. 1b), em savana (cerrado) e savana gramíneo-lenhosa (campo sujo). Período de floração e frutificação em Mato Grosso do Sul e desconhecidos.

2.12 *Stylosanthes viscosa* (L.) Sw., Prod. 108. 1788. Figs. 10 a-m; 1b

Subarbusto 20–50 cm alt., ereto, raro prostrado; ramo densamente viloso, algumas vezes setoso; estípula externa largo-oblonga, ovóide, verde, denso-tomentosa, 5–11 nervuras, 3,5–6 × 2–5 mm, ápice subulado 2–4,5 mm compr.; estípula interna oblonga, alva, paleácea, pubescente ou esparsamente tomentosa, 1–2 nervuras, 3–5,5 × 2–4 mm; ápice caudado. Folha 9–21,5 mm compr.; pecíolo tomentoso, 2,3–5,7 compr., raque foliar tomentoso, 0,5–2 mm compr.; folíolo elíptico a largo-elíptico, ápice mucronado ou apiculado, base obtusa, tomentoso, tricomas glandulares presentes, 3–5 pares de nervuras, inconspícuas, nervuras coletoras ausentes, 5,5–16, × 2,5–5,6 mm compr. Inflorescência oblonga, fasciculada, congesta, terminal, 1–2 espigas, 17–30 × 5–10 mm; bráctea externa oblonga, ovóide, geralmente denso-tomentoso algumas vezes setosa, tricomas glandulares, venação paralelinérvea, 5–8 nervuras, conspícuas, unifoliolada, 4–5 × 3,5–5,5 mm, ápice acuminado, 1–2,6 mm compr., base truncada; bráctea interna ausente; 2 bractéolas lanceoladas, ovóides, glabras, ápice aristado. Flor 7,5–8,5 mm compr.; corola amarela; estandarte obcordado ou orbicular, ápice obcordado, base atenuada, mácula vermelho-vinácea, 2 dobra na região basal, 4,5–5 × 4,3–5 mm; asa largo-obovada ou espatulada, 3–3,2 x. 1,5–2 mm; pétalas da quilha falciformes, 2–3 × 1–1,5 mm. Lomento com 1–2 artículos, obovado, esparso-setoso, esparso-tomentoso, 2–5,5 × 1,5–2,5 mm; estilete residual espiralado, 0,7–0,8 mm compr.; semente ovóide, amarela, amarelo-ocre ou preta, 1–2 × 1–1,5 mm.

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Campo Grande, fl. e fr., 24.VII.2005, *L. C. Costa 367* (CGMS); Nova Andradina, 4.I.2002, fl., fr., *V. J. Pott & A. Pott 5044* (HMS). Porto Murtinho 10.IX.2002, fl. e fr., *A. Pott et al. 10587* (HMS).

Em *Stylosanthes viscosa* as brácteas externas possuem tricomas glandulares, o que confere odor característico à mesma. Possui brácteas externas com venação paralelinérvea e estandarte com 2 dobras na região basal enquanto *S. scabra* espécie morfologicamente semelhante possui venação campilódroma e estandarte com 1 dobra na região mediana.

Esta espécie ocorre na Bahia, Minas Gerais e São Paulo (Brandão & Costa 1979). Em Mato Grosso do Sul é encontrada nas regiões central, sul, sudeste e sudoeste (Fig. 1b), em savana (cerrado), savana florestada (cerradão), geralmente associada a *S. guianensis*. Espécie perene, com flor e fruto registrados e observados durante todo o ano.

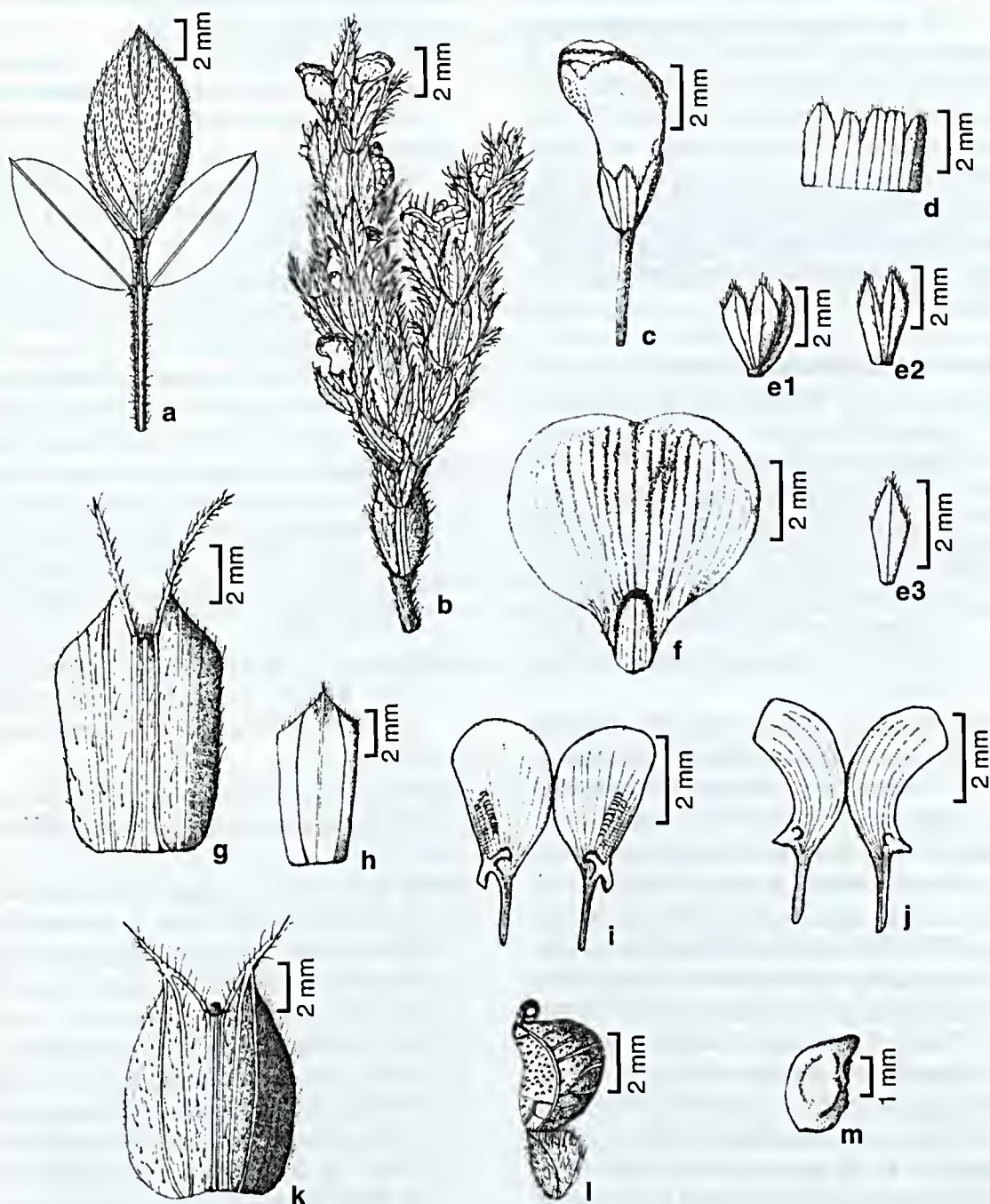



Figura 10 – a-m. *Stylosanthes viscosa* Sw. – a. folha; b inflorescência; c. flor; d. cálice; e1. bractéolas; e2. bractéola; e3. bractéola, f. estandarte; g. estípulas externa; h. estípula interna; i. asas; j. pétalas da quilha; k. bráctea; l. fruto; m. semente (a-m *Costa 367*).

Agradecimentos

Os autores agradecem aos curadores dos herbários pelo empréstimo das exsicatas, à Coordenação do Curso do Mestrado em Biologia Vegetal da UFMS, a CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) pela bolsa de mestrado concedida à primeira autora, a Pró-Reitoria de pesquisa e Pós-graduação, pelo auxílio nas excursões de campo e aos membros da banca pelas valiosas sugestões.

Referências Bibliográficas

Brandão, M. B. & Costa, N. M. S. 1979. O gênero *Stylosanthes* Swartz no Brasil. Epamig, Minas Gerais, 107p.

______. 1982. O gênero *Stylosanthes* Swartz no Estado de Minas Gerais. Epamig, 52p.

Costa, N. M. S. & Van den Berg, C. 2003. A new species of *Stylosanthes* Swartz (Leguminosae-Papilionoideae) from Mato Grosso do Sul, Brazil. Kew Bulletim 58(3): 743-747.

Costa, N. M. S. 2006. Revisão do Gênero de *Stylosanthes* Sw. Tese de Doutorado. Universidade Técnica de Lisboa Instituto Superior de Agronomia, Lisboa, 470p.

Dubs, B. 1998. Prodomus Flora Matogrossensis. Betrona Verlag, Kusnacht, 444p.

Dutra, V. F.; Messias, M. C. T. B. & Garcia, F. C. P. 2005. Papilionoideae (Leguminosae) nos campos ferruginosos do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil: Florística e Fenologia. Revista Brasileira de Botânica 28(3): 493-504.

Font Quer, P. 1953. Diccionario de botánica. Labor S. A. Barcelona, 1244p.

Harris, J. G. & Harris, M. W. 1994. Plant identification terminology: an illustrated glossary. Spring Lake, 198p.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnet, L. C. 1990. Index Herbariorum of the world. 8ed. The New York Botanical Garden, New York, 693p.

IBGE. 1992. Manual Técnico da Vegetação Brasileira. Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro, 89p.

Kirkbride Junior, J. H. & Kirkbride, M. C. G. 1987. Typification of *Stylosanthes* (Leguminosae) and its Sections. Taxon 36(2): 455-458.

Lewis, G. L.; Mackinder B. & Lock, M. 2005. Legumes of the World. Royal Botanic Gardens, Kew, 578p.

Mannetje, L.'t 1977. A revision of varieties of *Stylosanthes guianensis* (Aubl.) Sw. Australian Journal Botanical 25(3): 347-362.

Mohlenbrock, R. H. 1958. A revision of the genus *Stylosanthes*. Annals of the Missouri Botanical Garden 44(4): 299-355.

______. 1963. Further consideration in *Stylosanthes* (Leguminosae). Rhodora (63): 245–258.

Radford, A. E.; Dickison, W.C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.

Rizzini, C.T. 1977. Sistematização e terminologia da folha. Rodriguésia 29(42): 103-125.

Rudd, V.E. 1981. Aeschynomeneae (Benth.) Hutch. *In:* Polhill R. M. & Raven P.H. (eds.). Advances in Legume Systematics. Royal Botanical Garden, Kew, v. 1, Pp. 347-354.

Sousa, D. P.; Lima, K. T; Oliveira, A. L.; Queiroz, R. F.; Fernandes Neto, R. F. P. A. G. & Nunes, E. P. 2003. Estudo do taxon genérico *Stylosanthes* (Leguminosae) no estado do Ceará. *In*: 54° Congresso de Botânica e 3ª Reunião Amazônica de Botânica – Resumos. Belém-Pará, 97p.

Mimosoideae (Leguminosae) nos campos rupestres do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil[1]

Valquíria Ferreira Dutra[2,4], *Flávia Cristina Pinto Garcia*[2] & *Haroldo Cavalcante de Lima*[3]

Resumo

(Mimosoideae (Leguminosae) nos campos rupestres do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil) Este trabalho trata do estudo taxonômico das espécies de Mimosoideae encontradas nos campos rupestres do Parque Estadual do Itacolomi (PEI), situado no sul da Cadeia do Espinhaço. As coletas foram mensais, no período compreendido entre setembro de 2003 e outubro de 2004, em oito trilhas preestabelecidas. Foram encontradas 11 espécies de Mimosoideae, reunidas em três gêneros: *Abarema* (1 sp.), *Inga* (2 spp.) e *Mimosa* (8 spp.). São apresentadas chaves, descrições e ilustrações para as espécies. Além disso, são fornecidos dados sobre a distribuição geográfica, fenologia, taxonomia e hábitat das espécies estudadas.
Palavras-chave: Cadeia do Espinhaço, flora, *Abarema, Mimosa, Inga. Mimosaceae, Fabaceae.*

Abstract

(Mimosoideae (Leguminosae) in the "campos rupestres" of the Itacolomi State Park, Minas Gerais, Brasil) A taxonomic treatment of the species of Mimosoideae from "campos rupestres" of the Itacolomi State Park (PEI), south portion of Espinhaço Range, is presented. Field trips were performed monthly, from September/ 2003 to October/2004, in eight pre-established trails. Eleven species of Mimosoideae were found, belonging to three genera: *Abarema* (1 sp.), *Inga* (2 spp.) and *Mimosa* (8 spp.). An analytic key, species diagnoses and illustrations are presented. Additional informations are providing concerning geographic distribution, phenology, taxonomy and habitats.
Key words: Espinhaço Range, flora, *Abarema, Mimosa, Inga. Mimosaceae, Fabaceae.*

Introdução

Os campos rupestres ocupam as cotas mais altas da Cadeia do Espinhaço, que compreende um conjunto de serras entre os limites 20°35' e 11°11' S, desde a Serra de Ouro Branco, Minas Gerais, até a Chapada Diamantina, Bahia (Giulietti *et al.* 1997). Também ocorrem como ilhas florísticas isoladas, em Goiás, no Distrito Federal, na porção sudoeste e sul de Minas Gerais (Romero 2002), em Roraima (Benites *et al.* 2003), na Chapada dos Parecis, em Rondônia (Harley 1995) e na Serra do Cachimbo, no Pará (Pires & Prance 1985).

O Parque Estadual do Itacolomi (PEI) localiza-se no limite sul da Cadeia do Espinhaço, nos municípios de Ouro Preto e Mariana, ocupando uma área de aproximadamente 7.000 ha (Peron 1989). A vegetação é composta por floresta estacional semidecidual e pelos campos rupestres, que abrangem toda a área acima da cota de 900 m (Messias *et al.* 1997).

Leguminosae é uma das famílias mais diversas nos campos rupestres, com cerca de 343 espécies e 50 gêneros (Dutra *et al.* 2008a). É a terceira maior família de Angiospermae, com aproximadamente 727 gêneros e 19.325 espécies, subordinadas a três subfamílias: Caesalpinioideae, Papilionoideae e Mimosoideae (Lewis *et al.* 2005).

Mimosoideae apresenta cerca de 3.270 espécies agrupadas em 82 gêneros, distribuídos nas regiões tropicais e subtropicais com diversos gêneros ocorrendo também em regiões temperadas (Elias 1981; Lewis *et al.* 2005). Barroso *et al.* (1991) citam, para o Brasil, 580 espécies nativas agrupadas em 26 gêneros. Nos campos rupestres compreende 10 gêneros e 86

Artigo recebido em 11/2007. Aceito para publicação em 05/2008.
[1]Parte da Dissertação de Mestrado da primeira autora. Curso de Pós-Graduação em Botânica, Universidade Federal de Viçosa, MG, Brasil
[2]Departamento de Biologia Vegetal, Universidade Federal de Viçosa, 36570-000, Viçosa, MG, Brasil.
[3]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil
[4]Autora para correspondência: valquiria.dutra@bol.com.br

espécies (Dutra *et al.* 2008a). Caracteriza-se pelas folhas bipinadas, exceto em *Inga*; flores actinomorfas, 3–7-meras; cálice gamossépalo, com prefloração valvar no botão; frutos deiscentes, sendo os tipos mais freqüentes os folículos e os legumes, ou indeiscentes, como os legumes bacóides, nucóides e samaróides; sementes com hilo diminuto, com ou sem um pleurograma distinto; embrião com eixo radícula-hipocótilo reto (Bentham 1876; Barroso *et al.* 1999; Doyle *et al.* 2000).

Poucos trabalhos foram publicados sobre a subfamília em Minas Gerais: Nunes (2003) listou, para o Parque Estadual do Rio Doce, 33 espécies, reunidas em 14 gêneros; Queiroz (2004) reconheceu 10 gêneros e 25 espécies, em Grão Mogol; Lima *et al.* (2007) levantaram 30 espécies e 20 gêneros para as florestas estacionais do Parque Estadual do Itacolomi; e Dutra *et al.* (2008) identificaram na Serra de Ouro Branco, quatro espécies e dois gêneros.

Este trabalho teve como objetivo contribuir para o conhecimento de Leguminosae da flora dos campos rupestres e de Minas Gerais, através do inventário florístico e do estudo taxonômico das Mimosoideae dos campos rupestres do PEI, com a apresentação de chaves, descrições dos táxons encontrados na área, ilustrações, comentários sobre a taxonomia, a distribuição geográfica e a fenologia dos mesmos.

Material e Métodos

O Parque Estadual do Itacolomi (PEI) situa-se entre as coordenadas 20°22'30"–20°30'00"S e 43°32'30"–43°22'30"W (Peron 1989), nos municípios de Ouro Preto e Mariana, Minas Gerais (Fig. 1a). Ocupa a zona de transição entre a mata atlântica e o cerrado (Messias *et al.* 1997) e a vegetação que recobre a maior parte de sua área pode ser classificada como campo rupestre, que ocorre em altitudes superiores a 900 m, podendo ser identificados seis tipos

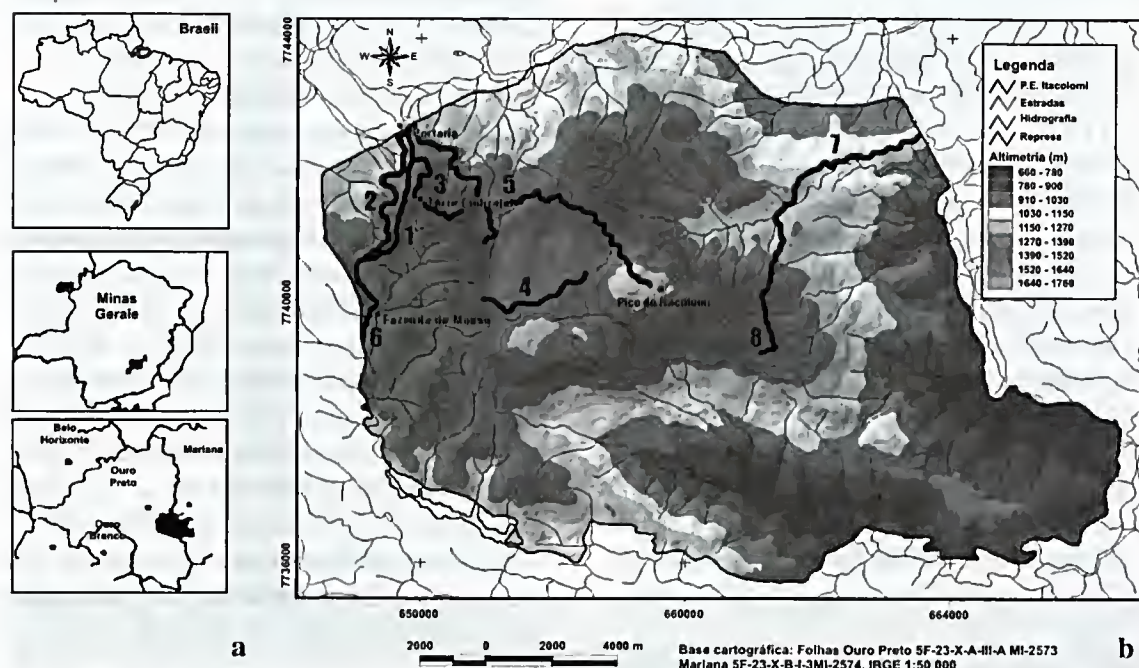



Figura 1 – a. Localização do Parque Estadual do Itacolomi. b. Trilhas estudadas: 1. Estrada de Cima, 2. Estrada de Baixo, 3. Morro do Cachorro, 4. Baú, 5. Calais, 6. Tesoureiro, 7. Serrinha e 8. Sertão.

básicos de formações vegetacionais, segundo Dutra *et al.* (2008b): 1. campos graminosos secos; 2. campos graminosos úmidos; 3. campos graminosos úmidos de altitude; 4. campos quartzíticos dos afloramentos rochosos; 5. campos ferruginosos e 6. escrubes.

As coletas de material botânico foram realizadas mensalmente, entre setembro/2003 a outubro/2004, ao longo de oito trilhas (Fig. 1b). O material coletado foi herborizado segundo técnicas usuais (Mori *et al.* 1989), identificado e depositado no Herbário VIC, com duplicatas enviadas aos Herbários OUPR e RB (siglas conforme Holmgren *et al.* 1990).

A nomenclatura morfológica segue Radford *et al.* (1974) e Polhill & Raven (1981), e os tipos de frutos segue Barroso *et al.* (1999). As diagnoses genéricas basearam-se na variação do táxon, extraída da literatura, e as diagnoses específicas ou infra-específicas na amplitude de variações morfológicas observadas no material coletado no PEI. São fornecidos, após a descrição de cada táxon, comentários sobre a distribuição geográfica, obtida na literatura, a ocorrência das espécies nas trilhas percorridas, os limites taxonômicos específicos e a fenologia, observada mensalmente.

Resultados e Discussão

Mimosoideae está representada, nos campos rupestres do PEI, por 11 espécies, reunidas em três gêneros, *Abarema*, *Inga* e *Mimosa*. O gênero com maior riqueza foi *Mimosa*, com nove táxons e oito espécies, seguido por *Inga*, com duas espécies, e *Abarema* com apenas uma espécie. O gênero *Mimosa* também é o de maior destaque, da subfamília Mimosoideae, nos demais campos rupestres (Dutra *et al.* 2008a).

As espécies dessa subfamília, no PEI, podem ser identificadas pelo hábito arbustivo ou subarbustivo, ereto, prostrado ou escandente; folhas pinadas ou bipinadas; flores actinomorfas, gamossépalas e gamopétalas, com filetes alvos, amarelos ou róseos; e frutos do tipo legume, circinado ou nucóide, craspédio ou sacelo.

Chave para os gêneros de Mimosoideae

1. Folhas pinadas .... 2. *Inga*
1. Folhas bipinadas.
   2. Nectários foliares presentes; fruto legume circinado .... 1. *Abarema*
   2'. Nectários foliares ausentes; fruto craspédio .... 3. *Mimosa*

1. *Abarema* Pittier, Arb. Legum. 56.1927.

Arbustos ou árvores. Folhas bipinadas, pares de pina e foliólulos de um a muitos; estípulas decíduas; nectários foliares campanulados a cupuliformes, pateliformes, verruciformes ou raramente estipitados. Inflorescências espiciformes, racemosas ou capituliformes, axilares; flores pentâmeras, homomórficas ou heteromórficas; cálice campanulado ou turbinado-campanulado; corola funiliforme; estames 10–60, filetes alvos, unidos em um tubo menor ou maior que a corola, tubo aderente à corola formando uma curta estemonozona. Frutos do tipo legume, deiscência elástica, circinados formando espirais de uma ou mais voltas; sementes com pleurograma.

1.1 *Abarema langsdorfii* (Benth.) Barneby & Grimes, Mem. New York Bot. Gard. 74(1): 95. 1996. Fig. 2 a-c

Arbustos 2–4 m alt., ramos puberulentos. Folhas 10–12-pinadas; estípulas não observadas; raque foliar 8,3–13,5 cm compr., puberulenta; 32–40 foliólulos, 6–10 × 2–3 mm, oblongos, glabros, discolores; nectários foliares pateliformes, entre os pares distais dos foliólulos e das pinas. Inflorescências racemosas; flores 2,4–2,9 cm compr., homomórficas; cálice ca. 4 mm compr., campanulado, puberulento; corola 6–7 mm compr., infundibuliforme, puberulenta; estames 29–35, 1,2–2,6 cm compr., heterodínamos, filetes alvos, glabros, tubo estaminal ca. 6 mm compr.; ovário ca. 2 mm compr., seríceo, estilete 1,5–2,5 cm compr., glabro. Legumes 4,2–5,2 cm diâm., 9–

10 mm larg., glabros; 7–9 sementes, 5–6 × 4–15 mm compr., ovaladas, bicolores, azul-acinzentadas e brancas.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Calais, 9.XII.2003, fl., *V. F. Dutra et al. 149* (OUPR, VIC); Mariana, Serrinha, 14.IV.2004, fl. e fr., *V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 222* (OUPR, RB, VIC).

Árvore característica e exclusiva da zona da mata pluvial da encosta atlântica (Barneby & Grimes 1996). Habita ambientes rochosos, locais abertos, capoeiras e capoeirões, sempre em elevações submontanas (Burkart 1979; Barneby & Grimes 1996). Ocorre no PEI, em campos quartzíticos de afloramentos rochosos e campos graminóides úmidos, onde forma grande população. Floresceu e frutificou de dezembro a abril.

É uma espécie de fácil identificação devido aos racemos curtos e densos com flores, quase ou completamente, homomórficas, características que, segundo Barneby & Grimes (1996), distinguem *A. langsdorfii* das demais espécies brasileiras de *Abarema.*

2. *Inga* Mill., Gard. Dict. Abr. ed. 4. 1754.

Arbustos ou árvores. Folhas pinadas, paripinadas, 2–22 folíolos; estípulas persistentes; raque em geral alada; nectários foliares presentes. Inflorescências racemosas, espiciformes ou umbeliformes; axilares ou raramente caulifloras; flores 5-meras, homomórficas; cálice tubular, campanulado ou inflado; corola actinomorfa, tubular a campanulada; estames 20–350; filetes alvos, creme ou róseos, monadelfos em tubo; gineceu unicarpelar ou pluricarpelar. Legumes nucóides, indeiscentes ou tardiamente deiscentes; sementes sem pleurograma, envoltas por sarcotesta branca carnosa.

Chave para as espécies de *Inga*

1. Estípulas 9–13 mm compr.; estípite dos nectários foliares 5–14 mm compr.; filetes alvos .... 2.1. *I. barbata*

1'. Estípulas 3–5 mm compr.; estípite dos nectários foliares 1–2 mm compr.; filetes róseos .... 2.2. *I. vulpina*

2.1 *Inga barbata* Benth., London J. Bot. 4: 604-605. 1845. Fig. 2 d-g

Arbustos ca. 3 m alt., ramos rufo-hirsutos. Folhas 6–8-folioladas; estípulas 9–13 × 3–5 mm compr., lanceoladas; raque foliar 9,5–12,5 cm compr., ferrugíneo-hirsuta, alada; folíolos 7–12,1 × 2,8–4,6 cm, elípticos a ovados, híspidos; nectários foliares estipitados, estípite 5–14 mm compr., entre todos os pares de folíolos. Inflorescências espiciformes, axilares; flores 3,2–4 cm compr.; cálice 5–6 mm compr., campanulado, hirsuto; corola 1,3–1,4 cm compr., campanulada, serícea; estames ca. 48, 2,8–3,2 cm compr., heterodínamos, filetes alvos, glabros, tubo estaminal 1–1,2 cm compr.; ovário 1,5–2 mm compr., glabro, estilete 2–3 cm compr, glabro. Legumes 6,2–7 × 3–3,3 cm, hirsutos; ca. 4 sementes, 1,6–1,9 × 0,8–0,9 cm, oblongas, oliváceas.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Mariana, Serrinha, 21.I.2004, fl. e fr., *V. F. Dutra et al. 170* (OUPR, RB, VIC).

Ocorre em Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Paraná, em floresta ombrófila densa montana e em floresta estacional em meio a campos de altitude (Garcia 1998). No PEI, foi encontrada apenas em campos graminosos úmidos. Foi observado material florido e frutificado no mês de janeiro.

É uma espécie relacionada a *I. vulpina* Mart. *ex* Benth., diferindo pelo tamanho das estípulas e do estípite dos nectários foliares, tipo de indumento dos folíolos e coloração dos estames (Garcia 1998). A mesma autora citou como região de simpatria de *I. barbata* e *I. vulpina*, o Rio de Janeiro e São Paulo. O presente estudo acrescenta o PEI como área de simpatria.

2.2 *Inga vulpina* Mart. *ex* Benth., Trans. Linn. Soc. London 30(3): 625. 1875. Fig. 2 h-j

Arbustos 2,5–3 m alt., ramos castanho-hirsutos. Folhas 6–8-folioladas; estípulas 3–5 × 1–2 mm compr., lanceoladas; raque foliar 5,9–

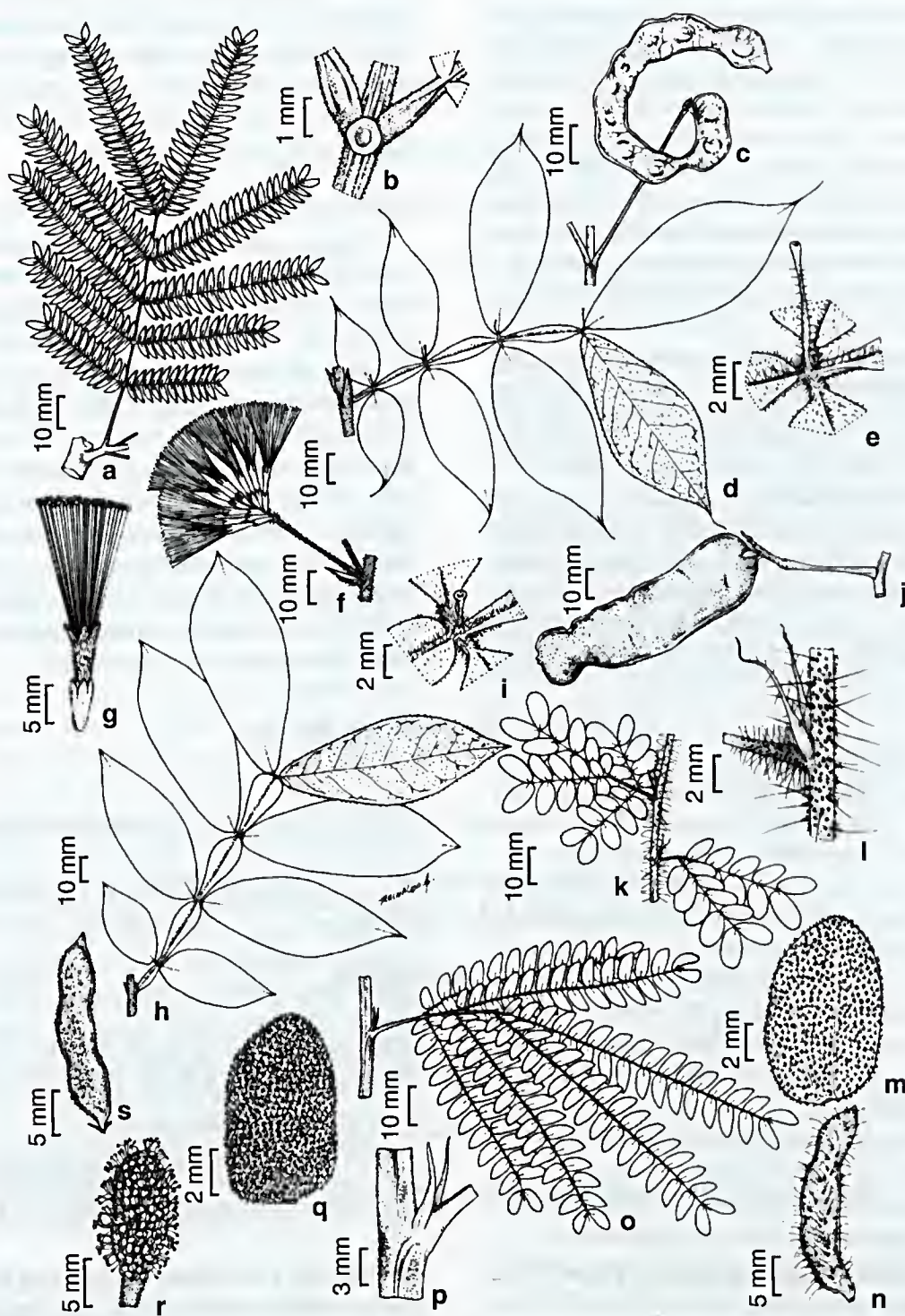



Figura 2 – *Abarema langsdorfii* – a. folha; b. nectário foliar; c. fruto; *Inga barbata* – d. folha e estípulas; e. nectário foliar; f. inflorescência; g. flor; *I. vulpina* – h. folha; i. nectário foliar; j. fruto; *Mimosa aurivillus* var. *aurivillus* – k. folhas; l. estípulas; m. indumento da face abaxial do foliólulo; n. fruto; *M. aurivillus* var. *calothamnos* – o. folha; p. estípulas; q. indumento da face abaxial do foliólulo; r. inflorescência elipsóide; s. fruto (a-c *Dutra 222*; d-g *Dutra 170*; h-j *Dutra 137*; k-m *Dutra 267*; n *Dutra 213*; o-q *Dutra 249*; r *Dutra 158*; s *Dutra 249*).

13,5 cm compr., hirsuta, alada; folíolos 5–14,5 × 2,7–5,3 cm, elípticos, face abaxial hirsuta, face adaxial glabra; nectários foliares estipitados, estípite 1–2 mm compr., entre todos os pares de folíolos. Inflorescências espiciformes, axilares; flores ca. 3,5 cm compr.; cálice ca. 8 mm compr., campanulado, hirsuto; corola ca. 1,2 cm compr., campanulada, hirsuta; estames 40–45, 2–3,2 cm compr., heterodínamos, filetes róseos, glabros, tubo estaminal ca. 1,2 cm compr.; ovário ca. 2 mm compr., glabro, estilete ca. 2,8 cm compr., glabro. Legumes 6,4–9,8 × 2,4–2,7 cm, hirsutos; 6–8 sementes, 1–1,2 × 0,9–1,1 cm, oblongas, negras.
Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Estrada de Cima, 30.IX.2003, fl., *V. F. Dutra et al. 137* (OUPR, RB, VIC); Calais, 20.I.2004, fr., *V. F. Dutra et al. 167* (OUPR, RB, VIC).

Ocorre da Bahia a Santa Catarina, em especial em matas de altitude, acima de 400 m, áreas de transição entre cerrado, campo cerrado e campo rupestre, sendo uma das poucas espécies de *Inga* a sobreviver em solos pedregosos dos campos rupestres e cerrados do estado de Minas Gerais, suportando baixas temperaturas (Pennington 1997; Garcia 1998). Foi coletada no PEI em escrubes, sobre filito e quartzito, e sua ocorrência foi observada também em campos graminosos úmidos. Floresceu em setembro e frutificou de outubro a fevereiro.

3. *Mimosa* L., Sp. Pl. 1: 516. 1753.

Ervas, trepadeiras, subarbustos, arbustos ou árvores. Folhas bipinadas, pinas 1-muitos pares, primeiro par de foliólulos de cada pina comumente diferenciado em parafilídios; estípulas geralmente persistentes; nectários foliares ausentes. Inflorescências espiciformes ou capituliformes, axilares ou terminais; flores 3–5(–6)-meras, homomórficas ou heteromórficas; cálice campanulado, reduzido, denticulado ou lobado; corola campanulada ou tubulosa; androceu iso- ou diplostêmone, filetes róseos, purpúreos, alvos ou amarelo-claros ou brilhantes, livres ou unidos na base. Frutos craspédios ou sacelos; sementes com pleurograma.

Chave para as espécies de *Mimosa*

1. Pinas 2–6.
    2. Plantas armadas.
        3. Pinas 4 .... 3.7. *M. pudica* var. *hispida*
        3'. Pinas 2.
            4. Foliólulos 4, com 3,2–6,3 cm compr. .... 3.8. *M. sensitiva* var. *malitiosa*
            4'. Foliólulos 24–30, com 1,2–2,1 cm compr. .... 3.3. *M. dolens* var. *dolens*
    2'. Plantas inermes.
        5. Raque foliar 4–25 mm compr.; filetes amarelos .... 3.1. *M. aurivillus*
        5'. Raque foliar 1–2 mm compr.; filetes róseos.
            6. Foliólulos 18–26, com 7–14 mm compr. .... 3.4. *M. montis-carasae*
            6'. Foliólulos 46–76, com 4–5 mm compr. .... 3.5. *M. ourobrancoënsis*

1'. Pinas 8–14.
    7. Raque foliar 2,5–3,5 cm compr.; foliólulos 3–4 mm compr. .... 3.2. *M. diplotricha* var. *diplotricha*
    7'. Raque foliar 7,8–13,6 cm compr.; foliólulos 5,5–9 mm compr. .... 3.6. *M. pigra* var. *pigra*

3.1 *Mimosa aurivillus* Mart., Flora 21 (2, Beibl. 4-5): 52. 1838.

Arbustos 1,5–2 m alt., ramos hirsutos ou densamente tomentosos. Folhas 2–6-pinadas; estípulas 4–7 mm compr., lanceoladas ou filiformes, persistentes; raque foliar 4–25 mm, híspida ou densamente tomentosa; 8–30 foliólulos, 5–11 × 3–6 mm, oblongos, face abaxial flocosa ou não, revestida por tricomas estrelados, face adaxial glabra ou revestida por tricomas estrelados; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas ou elipsóides, axilares; flores 4-meras, 5–7 mm compr., homomórficas; cálice reduzido; corola 2–3 mm compr.,

tomentosa ou com tricomas estrelados; 4 estames, ca. 5 mm compr., homodínamos ou heterodínamos, filetes amarelos, glabros, tubo estaminal ca. 1 mm compr.; ovário ca. 1 mm compr., hirsuto ou tomentoso, estilete 4–5 mm compr., glabro. Craspédio 1–5-articulados, 1–2,4 × 0,4–1,2 cm, hirsutos ou flocosos; sementes 4–5 × 2–3 mm, ovadas, negras.

Chave para as variedades de *Mimosa aurivillus*

1. Ramos hirsutos; foliólulos 8–10, ambas as faces revestidas por tricomas estrelados ....3.1.1. *M. aurivillus* var. *aurivillus*

1'. Ramos argenteo-tomentosos; foliólulos 24–30, face abaxial denso-tomentosa, face adaxial glabra .... 3.1.2. *M. aurivillus* var. *calothamnos*

3.1.1 *Mimosa aurivillus* Mart. var. ***aurivillus***, Flora 21 (2, Beibl. 4-5): 52. 1838. Fig. 2 k-n

Arbustos 1,5–1,6 m alt., ramos hirsutos. Folhas 2–4-pinadas; estípulas 6–8 × 1 mm, lanceoladas; raque foliar 0,4–0,9 cm compr., híspida; 8–10 foliólulos, 8–11 × 4-6 mm, oblongos, tricomas estrelados em ambas as faces. Inflorescências globosas; flores 6–7 mm compr.; corola com tricomas estrelados; estames homodínamos, filetes amarelo-claros; ovário hirsuto, estilete ca. 5 mm compr. Craspédios 2–5-articulados, 1,6–2,4 × 0,4–1,2 cm, hirsutos; sementes 4–5 × 2 mm.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Tesoureiro, 13.IV.2004, fl. e fr., *V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 213* (OUPR, RB, VIC); 18.VIII.2004, fl. e fr., *V. F Dutra & L. C. P. Lima 267* (OUPR, RB, VIC).

Possui distribuição restrita à Cadeia do Espinhaço, ocorrendo associada a afloramentos rochosos, em campos rupestres, entre 1.100–1.900 m (Barneby 1991). No PEI, ocorreu sobre campo ferruginoso. Floresceu em abril, agosto e setembro, e frutificou de abril a agosto.

É caracterizada pelo tamanho da raque foliar, que é mais curta, e pelos tricomas estrelados, rígidos e em menor densidade, em ambas as faces dos foliólulos (Barneby 1991).

3.1.2 *Mimosa aurivillus* var. ***calothamnos*** (Benth.) Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 65: 326. 1991. Fig. 2 o-s

Arbustos 1,5–2 m alt., ramos densamente argenteo-tomentosos, com tricomas estrelados. Folhas 4–6-pinadas; estípulas 4–7 mm compr., filiformes; raque foliar 0,8–2,5 cm compr., denso-tomentosa; 24–30 foliólulos, 5–8 × 3–5 mm, oblongos, face abaxial denso-tomentosa, com tricomas estrelados, face adaxial glabra. Inflorescências globosas ou elipsóides; flores 5–6 mm compr.; corola tomentosa; estames heterodínamos, filetes amarelo-brilhantes; ovário tomentoso, estilete ca. 4 mm compr. Craspédios 1–4-articulados, 1–2,3 × 0,4–0,5 cm, tomentosos; sementes 4 × 3 mm compr.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, estrada de baixo, 14.IV.2004, fl., *V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 225* (OUPR, RB, VIC); estrada de cima, 23.VI.2004, fr., *V. F. Dutra & L. C. P. Lima 249* (OUPR, RB, VIC); 23.VI.2004, fr., *V. F. Dutra & L. C. P. Lima 250* (VIC); Mariana, Serrinha, 10.XII.2003, fl., *V. F. Dutra et al. 158* (VIC).

Apresenta distribuição descontínua ao longo da Cadeia do Espinhaço (MG), nas Serras da Mantiqueira (MG e RJ), dos Órgãos (RJ) e Bocaina (RJ e SP), habitando encostas pedregosas e locais abertos sobre afloramentos rochosos, em campos rupestres e campos de altitude (Barneby 1991). No PEI, é freqüente em escrubes sobre filito, em campos graminosos úmidos, em campos quartzíticos dos afloramentos rochosos e em campos ferruginosos, não apresentando, portanto, exigências quanto ao tipo de solo. Floresceu de setembro a abril e frutificou de dezembro a junho.

Diferencia-se das outras variedades pela raque foliar relativamente longa e pelos foliólulos mais numerosos e densamente cobertos por um indumento denso-tomentoso, de finos tricomas estrelados, que ocultam completamente a face abaxial (Barneby 1991). Assemelha-se *a M. calodendron* Mart. *ex* Benth., distinguindo-se desta pela raque foliar mais longa.

3.2 *Mimosa diplotricha* C. Wright *ex* Sauvalle var. ***diplotricha***, Anales Acad. Ci. Med. Habana 5: 405. 1868. Fig. 3 a-b

Subarbustos escandentes, ca. 1,5 m alt., ramos tomentosos, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 12–14-pinadas; estípulas 5–6 mm compr., filiformes, persistentes; raque foliar 2,5–3,5 cm compr., hirsuta, aculeada; 20–34 foliólulos 3–4 × 1 mm, oblongo-lineares, esparsamente setosos; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares; flores 4-meras, 8–9 mm compr., heteromórficas, estaminadas na periferia, hermafroditas no centro da inflorescência; cálice 0,5–1 mm compr., campanulado, glabro; corola 1,5–2 mm, glabra; 8 estames, 7–8 mm compr., heterodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário ca. 1 mm compr., glabro, estilete 5–6 mm compr., glabro. Frutos não observados.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Estrada de Baixo, 22.I.2006, fl., *V. F. Dutra & G. S. S. Almeida 271* (VIC).

Distribui-se no México, América Central e América do Sul, ocorrendo, no Brasil, do Amazonas a Santa Catarina, em pastagens, matas perturbadas, bordas de matas e estradas e em cerrado (Barneby 1991). No PEI, foi coletada em escrubes sobre filito. Foi observado material florido em janeiro.

Apresenta grandes variações no tamanho, número de pinas e foliólulos e pubescência. Caracteriza-se pelo caule e raque armados de acúleos recurvados e pontiagudos (Barneby 1991).

3.3 *Mimosa dolens* Vell. var. ***dolens***, Fl. Flumin. 11: pl. 34. 1836. Fig. 3 c-h

Arbustos ca. 2 m alt., ramos viscosos, puberulento-uncinados, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 2-pinadas; estípulas 4–7 × 1 mm compr., lanceoladas, persistentes; raque foliar 1-2 mm compr.; 24–30 foliólulos, 1,2–2,1 × 0,5–0,8 cm, oblongos, face abaxial estrigosa a glabra, face adaxial glabra; parafilídios ausentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares ou terminais; flores 4-meras, 7–11 mm compr., heteromórficas, a maioria isostêmones, algumas oligostêmones no ápice da inflorescência; cálice 1–2 mm compr., campanulado, glabro; corola 3–4 mm compr., puberulenta; 2-4 estames, 0,7–1 cm compr., heterodínamos, filetes róseos, livres, tomentosos; ovário ca. 1 mm compr., glabro, estilete ca. 1,1 cm compr., glabro. Craspédios 1–3-articulados, 7–8 × 4–5 mm, estrigosos; sementes 3 × 3 mm compr., ovadas, castanhas.

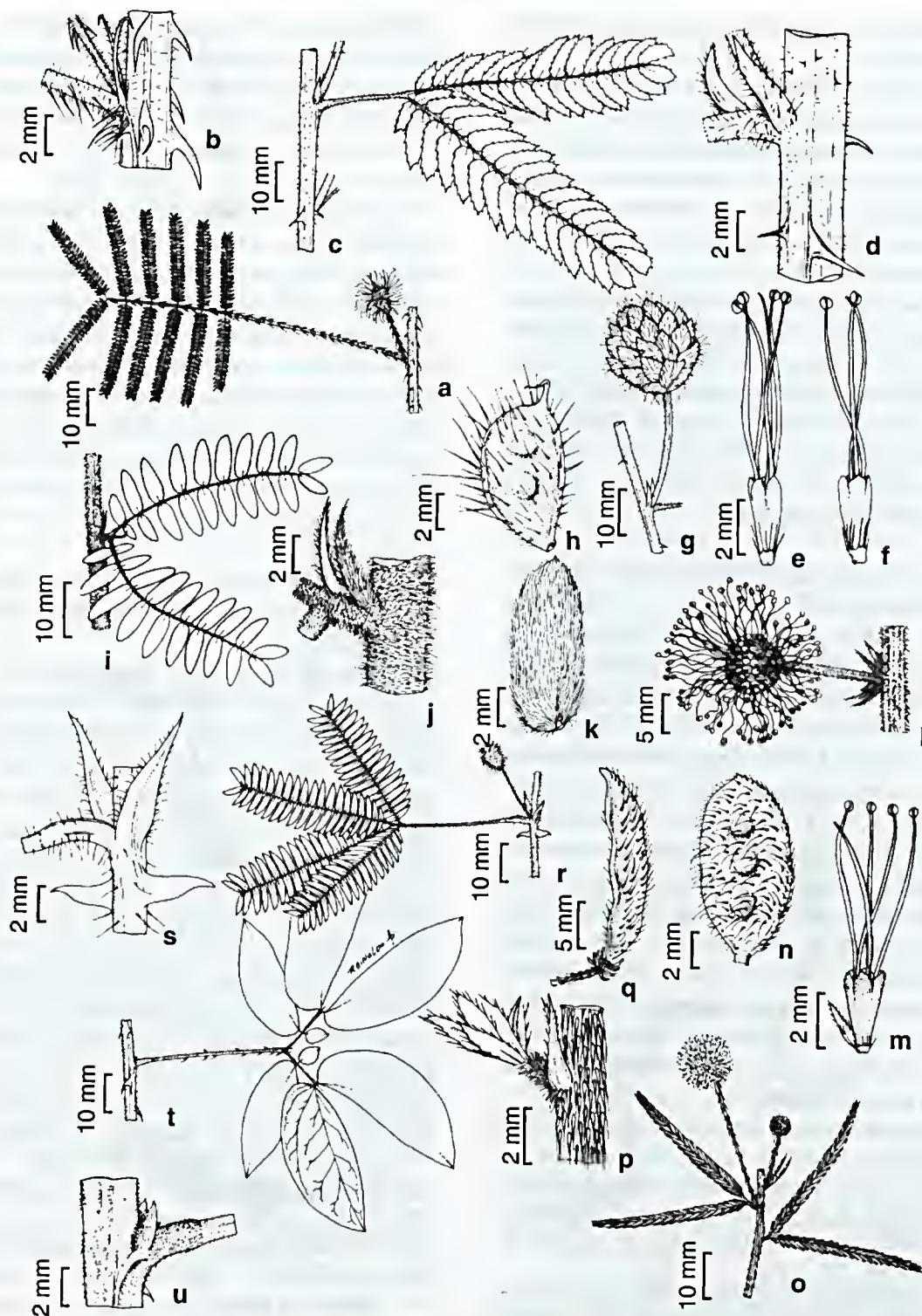
Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, estrada de baixo, 17.III.2004, fl. e fr., *V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 195* (OUPR, RB, VIC); 14.IV.2004, fr., *V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 226* (OUPR, RB, VIC).

Espécie comum na Cadeia do Espinhaço, Serras da Mantiqueira (MG e RJ) e do Mar (SP), ocorrendo até os estados de Goiás, Mato Grosso do Sul, Paraná e Distrito Federal, habitando cerrados e campos rupestres, em altitudes entre 700–1.700 m (Barneby 1991). No PEI ocorre em escrubes sobre filito. Floresceu em março e frutificou em março e abril.

Caracteriza-se por apresentar ambas as faces dos foliólulos e lobos da corola glabros ou puberulentos e frutos agrupados em uma estrutura globosa e compacta (Barneby 1991).

3.4 *Mimosa montis-carasae* Barneby, Mem. New York Bot. Gard. 65: 724. 1991. Fig. 3 i-n

Arbustos 1–2 m alt., ramos híspidos. Folhas 2-pinadas; estípulas 4–6 mm compr., lanceoladas, persistentes; raque foliar 1–2 mm compr.; 18–26 foliólulos, 7–14 × 3–5 mm, oblongo-lineares, seríceos; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares ou terminais; flores 4-meras, 0,8–1 cm compr., homomórficas; cálice menor que 1 mm compr., denticulado, glabro; corola ca. 3 mm compr., serícea; 4 estames, 7–9 mm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário ca. 1 mm compr., glabro, estilete ca. 1,1 cm compr., glabro. Sacelos 12–15 × 5–7 mm, híspidos; 2–4 sementes, 3 × 2–3 mm, ovadas, marrons.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, estrada de baixo, 22.I.2004, fl., *V. F. Dutra et al. 171* (OUPR, RB, VIC); 18.III.2004, fr., *V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 194* (OUPR, RB, VIC); estrada de cima, 26.VI.2004, fr., *V. F. Dutra & L. C. P. Lima 247* (VIC); 26.VI.2004, fr., *V. F. Dutra & L. C. P. Lima 248* (VIC); proximidades da entrada do Parque, 15.I.1994, fl., *M. B. Roschel & S. L. Dias s.n.* (OUPR 1452); estrada

Figuras 3 – *Mimosa diplotricha* var. *diplotricha* – a. ramo; b. estípulas e acúleos; *M. dolens* var. *dolens* – c. folha; d. estípulas e acúleos; e. flores isostêmones; f. flores oligostêmones; g. frutos de uma inflorescência; h. fruto; *M. montis-carasae* – i. folha; j. estípulas; k. indumento da face abaxial do foliólulo; l. inflorescência globosa; m. flor; n. fruto; *M. ourobrancoënsis* – o. ramo; p. estípulas e indumento do caule e do pecíolo; q. fruto; *M. pudica* var. *hispida* – r. ramo; s. estípulas e acúleos; *M. sensitiva* var. *malitiosa* – t. folha; u. estípulas (a-b *Dutra 271*; c-f *Dutra 195*; g-h *Dutra 226*; i-m *Dutra 171*; n *Dutra 247*; o-q *Dutra 268*; r-s *Dutra 270*; t-u *Almeida s.n.* VIC 30738).

para o Manso, 12.XII.1990, fl., *H. C. Lima et al. 4071* (OUPR, RB).

Segundo Barneby (1991) *Mimosa montis-carasae* seria restrita à Serra do Caraça, Minas Gerais, no entanto, neste trabalho, ampliamos sua área de ocorrência. No PEI, ocorre grandes populações em áreas de escrube sobre filito. Floresceu de novembro a fevereiro e frutificou de março a junho.

Possui maior afinidade a *M. pogocephala* Benth., da qual difere pelo indumento híspido do caule, pinas menores, com número menor de foliólulos seríceos e frutos híspidos (Barneby 1991).

Encontra-se na categoria Em Perigo segundo a lista vermelha das espécies ameaçadas de extinção do estado de Minas Gerais (Mendonça & Lins 2000).

3.5 ***Mimosa ourobrancoënsis*** Burkart, Darwiniana 7: 537. 1947. Fig. 3 o-q

Arbustos ca. 60 cm alt., ramos retro-estrigosos. Folhas 2-pinadas; estípulas 3–4 × 1 mm compr., lanceoladas, persistentes; raque foliar ca. 1 mm compr.; 46–76 foliólulos, 4–5 × 1 mm, lanceolados, glabros; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares; flores 4-meras, 8–9 mm compr., heteromórficas, estaminadas na periferia, hermafroditas no centro da inflorescência; cálice ca. 1 mm compr., denticulado, glabro; corola ca. 2–3 mm compr., puberulenta; 4 estames, 6–7 mm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário ca. 1 mm compr., glabro, estilete 5–6 mm compr., glabro. Craspédios 3–4-articulados, 2–2,6 × 0,3–0,4 cm, estrigosos; sementes, 4 × 2 mm, ovadas, negras.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, 1.XI.1996, fl., *M. C. T. B. Messias s.n.* (VIC 28468); estrada para Fazenda do Manso, 11.XI.1996, fl., *M. C. T. B. Messias s.n.* (VIC 28467); estrada de cima, 20.IX.2004, fl. e fr., *V. F. Dutra et al. 268* (OUPR, RB, VIC).

Material adicional examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Serra de Ibitipoca, 5.V.1952, fl., *L. Krieger 1879* (RB); 30.IX.1970, fl., *D. Sucre 7211* (RB).

Citada por Barneby (1991) para a região de Ouro Branco, porção sul da Cadeia do Espinhaço (MG) e para a Serra de Itatiaia (RJ). Ocorre também na Serra de Ibitipoca, região da Serra da Mantiqueira (MG). Nos campos rupestres, habita pequenas áreas em altitudes acima de 1.000 m (Barneby 1991). No PEI foi encontrada apenas em vegetação de escrube sobre filito. Floresceu em setembro e frutificou em setembro e outubro.

Mimosa ourobrancoënsis é facilmente reconhecida pelo seu hábito, que consiste em um arbusto delgado e pouco ramificado, pelo indumento denso e retro-estrigoso e por apresentar apenas um par de pinas, relativamente longas e estreitas, pluri-folioluladas (Barneby 1991). Através da análise do material herborizado verificou-se que a espécie citada por Messias *et al.* (1997), no levantamento florístico do Parque, como *Mimosa densa* Benth. trata-se de *Mimosa ourobrancoënsis*.

3.6 ***Mimosa pigra*** **L. var.** ***dehiscens*** (Barneby) Glazier & Mackinder, Kew Bull. 52(2): 462. 1997.

Arbustos ca. 2 m alt., ramos estrigosos, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 8–12-pinadas; estípulas 4–5 × 1 mm, lanceoladas, persistentes; raque foliar 7,8–13,6 cm compr., estrigosa; 30–68 foliólulos, 5,5–9 × 1 mm, oblongo-lineares, glabros; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares; flores 4-meras, 3–6 mm compr., heteromórficas, estaminadas na periferia, hermafroditas no centro da inflorescência; cálice ca. 1 mm compr., campanulado, glabro; corola 2–3 mm, estrigosa; 8 estames, ca. 3 mm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário ca. 1 mm compr., seríceo, estilete ca. 1 mm compr. Craspédios 12–18-articulados, 6,5–8,7 × 1,1–1,2 cm, estrigosos; sementes 5 × 2–3 mm, oblongo-elípticas, oliváceas.

Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Mariana, Serrinha, 10.XII.2003, fl. e fr., *V. F. Dutra et al. 160* (VIC); 14.IV.2004, fl. e fr., *V. F. Dutra & F. C. P. Garcia 221* (VIC).

Ocorre na Bolívia, Paraguai e Brasil, em áreas de campo e campo cerrado (Barneby 1991; Glazier & Mackinder 1997). Apesar da ampla distribuição, no PEI foi encontrada apenas uma população em campos graminosos úmidos. Floresceu e frutificou de dezembro a abril.

Distingue-se pelo indumento denso-estrigoso do caule e pelas folhas multifolioladas (Woodson & Schery 1950). Além disso, apresenta a corola estrigosa e os acúleos são recurvados (Barneby 1991).

3.7 *Mimosa pudica* var. *hispida* Brenan, Kew Bull. 10(2): 186-187. 1955. Fig. 3 r-s

Subarbustos prostrados, ramos híspidos, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 4-pinadas; estípulas 6–8 × 1–2 mm, lanceoladas, persistentes; raque foliar 1–2 mm compr., híspidas; 30–42 foliólulos, 8–10 × 1,5–2 mm, oblongo-lineares, glabros; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, espiciformes, axilares; flores 4-meras, 7–9 mm compr., homomórficas; cálice menos que 1 mm compr., campanulado, glabro; corola ca. 2 mm, tomentosa; 4 estames, 6–8 mm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, puberulentos; ovário ca. 1 mm compr., tomentoso, estilete ca. 5 mm compr., glabro. Craspédios 3–4-articulados, 1,1–1,6 × 0,4–0,5 cm, estrigosos; sementes 2 × 1 mm, elípticas, negras.
Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Mariana, Serrinha, 20.I.2006, fl. e fr., *V. F. Dutra & G. S. S. Almeida 270* (VIC).

Distribui-se nas Américas, na África equatorial, Índia, Filipinas, Bornéo e Java (Barneby 1991). No Brasil ocorre ao longo da costa atlântica e em regiões com altitudes superiores a 1.500 m, de Minas Gerais a Santa Catarina (Barneby 1991). No PEI, foi coletada em campos graminosos úmidos. Foi observado material florido e frutificado em janeiro.

Mimosa pudica var. *hispida* distingue-se de *M. pudica* var. *unijuga*, *M. pudica* var. *tetranda* e *M. pudica* var. *pastoris* principalmente pelo indumento característico do caule, com longos tricomas híspidos (Barneby 1991).

3.8 *Mimosa sensitiva* var. *malitiosa* (Mart.) Barneby, Brittonia 37(2): 153. 1985. Fig. 3 t-u

Arbustos escandentes, ramos retro-estrigosos, aculeados, acúleos recurvados. Folhas 2-pinadas; estípulas 4–5 × 1 mm, lanceoladas, persistentes; raque foliar ausente; 4 foliólulos, 3,2–6,3 × 0,8–2,3 cm, falcados, face abaxial estrigosa, face adaxial glabra; parafilídios presentes. Inflorescências capituliformes, globosas, axilares; flores 4-meras, ca. 1 cm compr., homomórficas; cálice 2–3 mm compr., campanulado, glabro; corola 2–3 mm, setosa; 4 estames, 2–2,3 cm compr., homodínamos, filetes róseos, livres, glabros; ovário 0,5–1 mm compr., glabro, estilete 8–9 mm compr., glabro. Frutos não observados.
Material examinado: Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto, Morro do Cachorro, III.2006, fl., *G. S. S. Almeida s.n.* (VIC 30738).

Planta invasora, amplamente distribuída na América Tropical (Queiroz 2004). No Brasil, ocorre em São Paulo, Bahia, norte e sul de Minas Gerais e ao longo da Cadeia do Espinhaço, em beiras de estradas e áreas perturbadas (Barneby 1991). Foi coletada no PEI em escrube sobre filito. Floresceu de janeiro a março.

Mimosa sensitiva var. *malitiosa* possui íntima relação com *M. velloziana* Mart., que difere, principalmente pelo cálice diminuto e foliólulos glabros (Barneby 1991). Distingue-se de *M. sensitiva* L. var. *sensitiva* pelas brácteas e capítulos menores (Barneby 1991).

Considerações Finais

Os campos rupestres do PEI apresentaram baixa similaridade florística de Mimosoideae com Grão-Mogol (Queiroz 2004), sendo comum a essas áreas apenas *Mimosa sensitiva* var. *malitiosa*. O contrário ocorre com a Serra de Ouro Branco (Dutra *et al.* 2008), pois as quatro espécies encontradas, nesta serra, também ocorrem no PEI.

Das 11 espécies encontradas no PEI, apenas *Mimosa aurivillus* já havia sido citada para a flora do Parque por Peron (1989) e Messias *et al.* (1997); e *M. aurivillus* var. *aurivillus* e *M. montis-carasae* são endêmicas da Cadeia do Espinhaço.

Ocorrem em populações pequenas e/ou restritas a hábitats específicos: *Inga barbata*, *Mimosa aurivillus* var. *aurivillus*, *M. dolens* var. *dolens*, *M. montis-carasae* e *M. ourobrancoënsis*, indicando a importância da preservação desses ambientes.

As duas variedades de *Mimosa aurivillus*

podem ser indicadas para a recuperação de áreas degradadas pela atividade mineradora, pois são táxons bem sucedidos nos campos ferruginosos, ambientes que apresentam condições abióticas análogas a essas áreas.

Agradecimentos

Ao Instituto Estadual de Florestas (IEF), em nome do Eng. Alberto Vieira de Mello Matos, Diretor do Parque Estadual do Itacolomi, pela estrutura física e licença concedidas; aos funcionários do PEI e ao Jorge Luiz Silva, pelo auxílio nas coletas; aos curadores dos Herbários OUPR, RB e HUEFS; e a Reinaldo Pinto, pela elaboração das ilustrações.

Referências bibliográficas

Barneby, R. C. 1991. Sensitivae censitae: a description of the genus *Mimosa* Linnaeus (Mimosaceae) in the New World. Memoirs of the New York Botanical Garden 65: 1-835.

______& Grimes, J. 1996. Silk tree, Guanacaste, Monkey's earring: a generic system for the synandrous Mimosaceae of the Americas. Memoirs of the New York Botanical Garden 74: 1-292.

Barroso, G. M.; Morim, M. P.; Peixoto, A. L. & Ichaso, C. L. F. 1999. Frutos e sementes: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas. Imprensa Universitária, Viçosa, 443p.

______; Peixoto, A. L.; Costa, C. G., Ichasso; C. L. F., Guimarães; E. F. & Lima, H. C. 1991. Sistemática das Angiospermas do Brasil, vol. 2. Imprensa Universitária, Viçosa, 377p.

Benites, V. M.; Caiafa, A. N.; Mendonça, E. S.; Schaefer, C. E. & Ker, J. C. 2003. Solos e vegetação nos complexos rupestres de altitude da Mantiqueira e do Espinhaço. Floresta e Ambiente 10: 76-85.

Bentham, G. 1876. Mimosaceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Endlicher, S. & Urban, I. (eds.). Flora brasiliensis. Monachii, Lipsiae, 15(1): 258-527.

Burkart, A. 1979. Flora Ilustrada Catarinense. Leguminosas Mimosoideas. Imprensa Oficial do estado de Santa Catarina S.A., Florianópolis, 299p.

Doyle, J. J.; Chappill, J. A.; Bailey, C. D. & Kajita, T. 2000. Towards a comprehensive phylogeny of Legumes: evidence from *rbc*L sequences and non-molecular data. *In*: Herendeen, P. S. & Bruneae, A. (eds.). Advances in legume systematics 9. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp.1-20.

Dutra, V. F.; Filardi, F. L. R. & Garcia, F. C. P. 2008. Flora da Serra do Ouro Branco: Leguminosae Adans. *In:* Paula, C. C. (ed.). Flora da Serra de Ouro Branco. Vol. 1. 200p.

______; Garcia, F. C. P.; Lima, H. C. & Queiroz, L. P. 2008a. Diversidade Florística de Leguminosae Adans. em áreas de Campos Rupestres. Megadiversidade (Belo Horizonte) 4: 163-171.

______; Garcia, F. C. P. & Lima, H. C. 2008b. Caesalpinioideae (Leguminosae) nos Campos Rupestres do Parque Estadual do Itacolomi, Estado de Minas Gerais, Brasil. Acta Botanica Brasilica 22(2): 543-554.

Elias, T. S. 1981. Mimosoideae. *In*: Polhill, R. M. & Raven, P. H. (eds.). Advances in legume systematics I. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp.143-151.

Garcia, F. C. P. 1998. Relações sistemáticas e fitogeografia do gênero *Inga* Miller (Leguminosae, Mimosoideae, Ingeae) nas florestas da costa sul e sudeste do Brasil. Tese de doutorado, Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, 248p.

Giulietti, A. M.; Pirani, J. R. & Harley, R. M. 1997. Espinhaço Range region, Eastern Brazil. *In*: Davis, S. D. *et al.* (eds.). Centres of plants diversity 3. Information Press, Oxford. Pp. 397-404.

Glazier, D. & Mackinder, B. A. 1997. Nomenclatural notes on South American *Mimosa* (Leguminosae-Mimosoideae). Kew Bulletin 52(2): 459-463.

Harley, R. M. 1995. Introduction. *In*: Stannard, B. L. (ed.). Flora of the Pico das Almas, Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. Royal

Botanical Gardens, Kew. Pp.1-40.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnet, L. C. 1990. Index Herbariorum, ed 8, Part I. The herbaria of the world. The New York Botanical Garden Press, New York, 704p.

Lewis, G. P.; Schrire, B. D.; Mackinder, B. A. & Lock, J. M. 2005. Legumes of the world. Royal Botanic Gardens, Kew, 592p.

Lima, L. C. P.; Garcia, F. C. P. & Sartori, A. L. B. 2007. Leguminosae nas florestas estacionais do Parque Estadual do Itacolomi, Minas Gerais, Brasil: ervas, arbustos, subarbustos, lianas e trepadeiras. Rodriguésia 58(2): 331-358.

Mendonça, M. P. & Lins, L. V. 2000. Lista Vermelha das espécies ameaçadas de extinção da flora de Minas Gerais. Fundação Biodiversitas, Fundação Zoobotânica de Belo Horizonte, Belo Horizonte, 157p.

Messias, M. C. T. B.; Dias, S. J.; Roschel, M. B.; Sousa, H. C. & Matos, A. M. 1997. Levantamento florístico das matas e distribuição de algumas espécies endêmicas da área do Parque Estadual do Itacolomi. Relatório Técnico, UFOP/BIRD/IEF-PROFLORESTA, 151p.

Mori, S. A.; Silva L. A. M.; Lisboa, G. & Coradin, L. 1989. Manual de Manejo do Herbário Fanerogâmico. Centro de Pesquisas do Cacau, Ilhéus, 104p.

Nunes, S. R. D. F. S. 2003. As Mimosoideae (Leguminosae) no Parque Estadual do Rio Doce. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 106p.

Pennington, T. D. 1997. The genus *Inga*: Botany. Royal Botanic Gardens, Kew, 844p.

Peron, M. V. 1989. Listagem preliminar da flora fanerogâmica dos Campos Rupestres do Parque Estadual do Itacolomi, Ouro Preto/Mariana, MG. Rodriguésia 41(67): 63-69.

Pires, J. M. & Prance, G. T. 1985. The vegetation types of the Brazilian Amazon. *In*: Prance, G. T. & Lovejoy, T. E. (eds.). Key Environments: Amazonia. Pergamon Press Ltd., Oxford. Pp.136-138.

Polhill, R. M. & Raven, P. H. 1981. Advances in Legume Systematics I. Royal Botanic Gardens, Kew, 425p.

Queiroz, L. P. 2004. Flora de Grão-Mogol, Minas Gerais: Leguminosae. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 22: 213-265.

Radford, A. E.; Dickison, W. C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.

Romero, R. 2002. Diversidade da flora dos Campos Rupestres de Goiás, Sudoeste e Sul de Minas Gerais. *In*: Araújo, E. L.; Moura, A. N.; Sampaio, E. V. S. B.; Gestinari, L. M. S. & Carneiro, J. M. T. (eds.). Biodiversidade, conservação e uso sustentável da flora do Brasil Editora Universidade Federal de Pernambuco, Recife. Pp. 81-86.

PALINOTAXONOMIA DE ESPÉCIES DE *ACACIA* (LEGUMINOSAE-MIMOSOIDEAE) NO SEMI-ÁRIDO BRASILEIRO

Ana Luiza Du Bocage[1], *Mariana Albuquerque de Souza*[2], *Silvia Teresinha Sfoggia Miotto*[3] & *Vania Gonçalves-Esteves*[2,4]

RESUMO

(Palinotaxonomia de espécies do gênero *Acacia* (Leguminosae-Mimosoideae) no semi-árido brasileiro) Foi realizado o estudo palinológico de 12 espécies de *Acacia*: *A. farnesiana* (*Acacia* subg. *Acacia*) e *A. bahiensis*, *A. globosa*, *A. kallunkiae*, *A. langsdorffii*, *A. martiusiana*, *A. monacantha*, *A. piauhiensis*, *A. polyphylla*, *A. riparia*, *A. tenuifolia* e *A. velutina* (*Acacia* subg. *Aculeiferum*). Os grãos de pólen foram acetolisados, medidos, descritos e ilustrados sob microscópio de luz e eletrônico de varredura. Os grãos de pólen em *Acacia* são reunidos em políades calimadas, médias ou grandes, de contorno esferoidal, em vista frontal e elíptico, em vista lateral, com 16 grãos de pólen, organizados de forma regular, com oito grãos de pólen em cada face, 4-porados. Em *A. farnesiana,* são observados 24-32 grãos de pólen organizados de forma irregular, 3-sulcados. Os grãos de pólen da políade são pequenos, subquadrados na face distal e piramidal, quando em vista equatorial. A sexina é granulada ou rugulada, na maioria das espécies. Conclui-se que as espécies não podem ser separadas através das suas características palinológicas, com exceção de *A. farnesiana*.
Palavras-chave: palinologia, semi-árido, caatinga, Mimosaceae, Fabaceae.

ABSTRACT

(Palynotaxonomy of the species of the *Acacia* (Leguminosae-Mimosoideae) from the Brasilian semi-arid region) The pollen of 12 species of *Acacia*: *A. farnesiana* (L.) Willd. (*Acacia* subg. *Acacia*) e *A. bahiensis* Benth., *A. globosa* A. Bocage & S. Miotto, *A. kallunkiae* Grimes & Barneby, *A. langsdorffii* Benth., *A. martiusiana* (Steud.) Burkart, *A. monacantha* DC., *A. piauhiensis* Benth., *A. polyphylla* DC., *A. riparia* Kunth, *A. tenuifolia* (L.) Willd., and *A. velutina* DC. (*Acacia* subg. *Aculeiferum*) was studied. Material was acetolized, measured, described and illustrated using light and scanning electron microscopy. The pollen grains in *Acacia* are bound in medium or large calimad polyads, spheroidal in shape on frontal view and elliptical from the side, containing 16 pollen grains, organized regularly with 8 pollen grains on each side. Pollen grains are 4-porate. In *A. farnesiana,* 24-32 pollen grains are found irregularly organized, while pollen grains are 3-sulcate. The polyad pollen grains are small, subsquared on distal view and pyramidal on the equatorial view, sexine is thicker than the nexine. Species could not be separated by their palynological features, except for *A. farnesiana.*
Key words: palynology, semi-arid, caatinga, Mimosaceae, Fabaceae.

INTRODUÇÃO

O gênero *Acacia* Mill. compreende 1.350 espécies de distribuição cosmopolita (Maslin *et al.* 2003). Segundo a classificação de Vassal (1972), este gênero é dividido em três subgêneros, *Acacia*, *Aculeiferum* e *Phyllodinae*. No Brasil são encontradas 44 espécies de *Acácia*, sendo constatados 16 táxons nativos no semi-árido: *A. bahiensis*, *A. farnesiana*, *A. globosa*, *A. kallunkiae*, *A. langsdorffii*, *A. lewisii*, *A. limae*, *A. martiusiana*, *A. monacantha*, *A. piauhiensis*, *A. polyphylla*, *A. ricoae*, *A. riparia*, *A. santosii*, *A. tenuifolia* e *A. velutina* (Rico-Arce 2003). As espécies de *Acacia* são caracterizadas pelas folhas bipinadas, geralmente aculeadas, pecíolos com glândulas (nectários extraflorais) e androceu com numerosos estames, brancos, cremes ou amarelos.

Artigo recebido em 12/2007. Aceito para publicação em 05/2008.
[1]Empresa Pernambucana de Pesquisa Agropecuária-IPA. Av. San Martin, 1371, Bongi, 52000-000 Recife, PE, Brasil.
[2]Universidade Federal do Rio de Janeiro, Museu Nacional, Depto. Botânca, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[3]Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Departamento de Botânica. Av. Bento Gonçalves 9500, bloco IV, prédio 43433, 91501-970, Porto Alegre, RS, Brasil.
[4]Autor para correspondência: esteves.vr@gmail.com

Vários estudos palinológicos já foram realizados com as Mimosoideae, sendo o gênero *Acácia* caracterizado por possuir políades com um número variável de grãos de pólen, podendo conter de quatro a 64 unidades (Wodehouse 1935; Cookson 1953; Coetzee 1955; Barth & Yoneshigue 1966; Caccavari 1970; Vassal 1972; Robbertse 1974; Guinet & Vassal 1978; Guinet 1981; Roubik & Moreno 1991; Carreira *et. al.* 1996; Silvestre-Capelato & Melhem 1997; Colinvaux *et al.* 1999; Caccavari & Dome 2000; Rico-Arce & Banks 2001; Moura *et al.* 2004).

Guinet & Vassal (1978) levantam hipóteses para diferenciar os grupos dentro do gênero *Acacia* reconhecendo três principais tipos polínicos, com base na estrutura da exina e na abertura. No tipo 'não especializado' as columelas são muito curtas ou ausentes na sexina e a abertura é do tipo porado. Já no tipo 'especializado' as columelas são conspícuas com abertura do tipo extraporado, enquanto o tipo 'altamente especializado' tem como principal característica a presença de abertura do tipo colporado. A seção *Monacanthea*, para esses autores, apresenta grãos de pólen do tipo 'não especializado' e a seção *Acacia* possui dois tipos: 'especializado' e 'altamente especializado'.

Guinet (1986) faz um estudo abrangente das características polínicas em Mimosoideae, concluindo que a morfologia polínica em *Acacia* é comparável a de *Ingeae*. Em *Acacia* subg. *Aculeiferum* e *Acacia* subg. *Heterophyllum* (=*Phyllodineae*), taxonomicamente próximos, a exina é columelada e as aberturas são poros (simples). A diferença entre eles está na presença de retículo supratectal em *Acacia* subg. *Heterophyllum* (=*Phyllodineae*) que tende a mostrar maior especialização, representada pela ocorrência muito freqüente de pseudoaberturas (extraporos). Em *Acacia* subg. *Acacia*, ao contrário, a exina possui estrutura columelar, a abertura é do tipo complexo (colporado), localizada nas partes distais do grão de pólen.

Segundo Guinet (1986), o tipo de abertura e a estrutura da exina parecem ser características mais estáveis dentro de *Acacia*. Neste gênero, três tipos polínicos têm sido reconhecidos: colpado, colporado e porado.

Caccavari & Dome (2000), ao estudarem os grãos de pólen de espécies pertencentes à *Acacia* subg. *Aculeiferum*, sec. *Monacanthea* reconhecem a presença de subpseudocolpos em diversos táxons.

Rico-Arce & Banks (2001) fazem um estudo preliminar de caracteres morfológicos e, entre eles, os polínicos, de espécies neotropicais de *Acacia* subg. *Aculeiferum*. Com base em seus resultados, esses autores concluem que o grupo em tela é monofilético e usam com suporte para essa conclusão os seguintes caracteres: polínico – presença de infrateto columelar/fragmentado e granular; endexina maior que 0,2 mm; macromorfológico – ausência de espinhos e presença de disco no ovário.

Entre os tipos vegetacionais do domínio do semi-árido, a vegetação de caatinga constitui a paisagem dominante (Egler 1951; Andrade Lima 1966; Fernandes & Bezerra 1990; Souza *et al.* 1993 e Rodal 1992). Este domínio ocupa uma área de 788.064 km² e abriga, além da caatinga, outras formações vegetais com fisionomia e flora diferenciadas, como as florestas e os carrascos situados nos enclaves úmidos e subúmidos, e extensas faixas ecotonais com o cerrado e a floresta atlântica (Souza *et al* 1993).

O presente trabalho visa à caracterização polínica de 12 espécies de *Acacia* subg. *Acacia* (*A. farnesiana*) e *Acacia* subg. *Aculeiferum* (os demais táxons) do semi-árido brasileiro, com o objetivo de auxiliar a taxonomia do grupo.

Material e Métodos

O material analisado foi obtido de botões florais, em sua maioria, coletado no campo e também retirado de exsicatas depositadas nos seguintes herbários: EAC, HRB, HUEFS, ICN, IPA, PEUFR e RB (siglas segundo Holmgren *et al.* 1990). Dentre as espécies encontradas no semi-árido, *Acacia lewisii*, *A. limae*, *A. ricoae* e *A. santosii*, não tiveram seus grãos de pólen analisados, por falta de material fértil.

Para cada espécie, sempre que possível, procurou-se examinar três espécimes. Destes, um deles foi escolhido como padrão e indicado no material examinado por um asterisco (*) junto ao número de coleta. Este padrão foi utilizado para mensurações, descrições e ilustrações polínicas enquanto os outros foram utilizados para comparação dos resultados.

A relação do material estudado é fornecida abaixo:

A. bahiensis Benth. – BRASIL. BAHIA: Itiuba, 28.I.2002, *J. G. Nascimento 40** (HUEFS); PERNAMBUCO: Belo Jardim, 6.III.2002, *A. Bocage 826* (ICN); Caruaru, 28.X.2003, *A. Bocage 901* (ICN); BAHIA: Barro Alto, 8.IV.2002, *T. S. Nunes 909* (HUEFS).

A. farnesiana (L.) Willd. – BRASIL: ALAGOAS: Piranhas, 3.VII.2000, *R. A. Silva 1539** (HRB).

A. globosa A. Bocage & S. Miotto – BRASIL. BAHIA: Palmeiras, 3.X.2003, *A. Bocage 870** (ICN).

A. kallunkiae Grimes & Barneby – BRASIL. BAHIA: rod. 265, trecho que liga a BR415 com Caatiba, 3.III.1978, *S. A. Mori et al. 9373** (RB).

A. langsdorffii Benth.– BRASIL. BAHIA: Abaíra, 5.X.2003, A. Bocage 900* (ICN); PIAUÍ: s.d, *E. Nunes & P. Martins* s.n (EAC 7471). CEARÁ: Aiuaba, s.d, *F. A. Viana s/n* (EAC 11963). PIAUÍ: Serra da Capivara, 1979, *L. Empaire 530* (IPA).

A. martiusiana (Steud.) Burkart – BRASIL. BAHIA: Mucugê, Capão, 24.I.2000, *L. P. Queiroz 5635** (HUEFS); *id.*: Mucugê, 31.I.2000, *A. Giulietti 1978* (HUEFS; RB); *id.*: Elísio Medrado, serra da Jibóia, 2.III.2001, *L. P. Queiroz 6466* (HUEFS).

A. monacantha DC. – BRASIL. BAHIA: Palmeiras, 4.X.2003, *A. Bocage 886** (ICN), *id.*, *A. Bocage 881* (ICN).

A. piauhiensis Benth.– BRASIL. BAHIA: Seabra, 3.X.2003, *A. Bocage 874** (ICN), PERNAMBUCO: Buíque, fazenda Laranjeiras, 5.V.1995, *A. P. S. Gomes et al. 14* (PEUFR).

A. polyphylla DC.– BRASIL. BAHIA: Anguera, 29.IV.1999, *F. França et al.* 272* (HUEFS); Maracás, 26.II.2000, *M. M. Silva 297* (HUEFS), PARAÍBA: Itabaiana, 11.III.2002, *A. Bocage 857* (ICN), CEARÁ: Crateús, 25.II.2002, *A. Bocage 822* (ICN), PERNAMBUCO: Buíque, 31.X.2003, *A. Bocage 914* (ICN); Carnaíba, 8.III.2002, *A. Bocage 845* (ICN).

A. riparia Kunth – BRASIL. BAHIA: Palmeiras, 5.X.2003, *A. Bocage 889**.

A. tenuifolia (L.) Willd – BRASIL. PARAÍBA: Ingá, 11.III.2002, *A. Bocage 858** (ICN). PERNAMBUCO: Arcoverde, 7.III.2002, *A. Bocage 832* (ICN); Caruaru, 6.III.2003, *A. Bocage 829* (ICN); BAHIA: Abaíra, após Brejo de Cima, 5.X.2003, *A. Bocage 895* (ICN).

A. velutina DC.– BRASIL. BAHIA: Andaraí, estr. Seabra-Andaraí, 31.III.2002, *A. M. Giulietti & R. M. Harley 2078** (HUEFS); Bonfim, *H. M. Curran 134*: PERNAMBUCO: Marraial, 12.III.1994, *A. M. Miranda 1375* (HUEFS).

Para o estudo em microscopia de luz (ML), o material foi acetolisado (Erdtman 1952) com modificações (Melhem *et al.* 2003). Foram montadas três lâminas permanentes, por espécime estudado, em gelatina, segundo Kisser (1935) *apud* Erdtman (1952).

Todas as medidas foram realizadas em um prazo máximo de sete dias após a acetólise (Salgado-Labouriau 1973). No material padrão, foram efetuadas 25 medidas dos diâmetros 1 (D1) e 2 (D2) das políades em vista frontal. Tais medidas foram utilizadas para o cálculo da média aritmética ($\bar{x}$), desvio padrão da amostra (*s*), desvio padrão da média ($S_{\bar{x}}$), coeficiente de variabilidade (CV%) e intervalo de confiança (IC) a 95%. Foram também realizadas 10 medidas dos diâmetros 1 (D1) e 2 (D2) em vista frontal do material usado para comparação dos resultados, dos diâmetros maior (DM) e menor (Dm) das políades em vista lateral, dos diâmetros polar (DP) e equatorial (DE) dos grãos de pólen formadores das políades e da espessura da exina. Tais medidas foram expressas através de média aritmética ($\bar{x}$).

Para análise em microscopia eletrônica de varredura (MEV) o material polínico não acetolisado foi colocado sobre fita de carbono dupla-face previamente aderida a suportes próprios e metalizados com uma fina camada de ouro-paládio por cerca de três minutos.

As descrições polínicas seguem a seqüência adotada por Erdtman (1952) e a terminologia adotada para a caracterização dos grãos de pólen, está de acordo com Barth & Melhem (1988) e Punt *et al.* (1999).

Resultados

As espécies de *Acacia* (Figs. 1 e 2) estudadas apresentam os grãos de pólen reunidos em políades calimadas, de tamanho médio (40–50 mm) ou grande (> 50 mm) apenas em *A. globosa, A. riparia* e *A. velutina* (Tabs. 1, 2). Possuem contorno esferoidal, em vista frontal, com dois grupos de quatro grãos de pólen, um em cada face e elíptico, em vista lateral, com oito grãos periféricos (Fig. 1a, h, o; Fig. 2k, r), 4-porados, poros de difícil visualização. Em *A. farnesiana*, são observados 24–32 grãos de pólen organizados de forma irregular (Fig. 1d-e), 3-sulcados, sendo os sulcos melhor visualizados em MEV (Fig. 1f-g).

Os grãos de pólen da políade são pequenos (Tab. 1), de forma subquadrada na face distal e piramidal, quando observados em vista equatorial, com região psilada entre os grãos de pólen (Fig. 1c, n, t; Fig. 2g, j, q).

A sexina é descrita como granulada, quando observada em ML e rugulada, quando observada sob MEV, na maioria das espécies, com exceção de *A. bahiensis* (Fig. 1c), *A. farnesiana* (Fig. 1 f), *A. riparia* (Fig. 2n) e *A. velutina* (Fig. 2t) na qual a sexina é considerada rugulada, tanto sob ML, quanto sob MEV. São facilmente observadas sob MEV as perfurações em *A. farnesiana* (Fig. 1g), *A. riparia* (Fig. 2n), *A. tenuifolia* (Fig. 2q) e *A. velutina* (Fig. 2t).

Em *A. polyphylla* (Fig. 2j), constata-se a presença, em algumas regiões, de depressões circulares que podem ter sido provocadas por corpos de Ubisch que se desprenderam durante a preparação para a observação sob MEV. Em outras regiões da superfície dessa espécie, no entanto, a sexina é rugulada.

A sexina possui a mesma espessura da nexina em todas as espécies, com exceção de *A. bahiensis*, *A. globosa* e *A. kallunkiae*, onde é sempre mais espessa do que a nexina (Tab. 3). A espessura da exina fica em torno de 2 mm, na maioria das espécies, no entanto, *A. kallunkiae* e *A. langsdorffii* apresentam exina espessa (ca. 5 mm). Em *A. bahiensis*, a exina possui ca. de 3,8mm de espessura, enquanto que em *A. globosa*, a exina possui ca. de 1,5 mm de espessura.

Os materiais de comparação (Tab. 4) apresentam valores dos diâmetros das políades e dos grãos de pólen diferentes, quando comparados com os do respectivo material-padrão. Essa caracterítica não pode ser utilizada para separar as espécies.

Discussão

As espécies estudadas apresentaram certa homogeneidade em relação à forma da políade, à quantidade e à disposição dos grãos de pólen formadores das políades, bem como à quantidade e ao tipo de abertura (4-porados). Quanto ao tamanho, no entanto, as espécies puderam ser separadas em duas classes, quando são avaliados os limites do intervalo de confiança do diâmetro 1: políades com 38,6-48,3 mm e políades com 51,1–59 mm; em relação à *A. farnesiana* (*A.* subg. *Acacia*), única espécie que fugiu ao padrão, por que apresentou maior quantidade de grãos de pólen, com abertura do tipo sulco e disposição irregular dos grãos de pólen nas políades.

O tipo de ornamentação da sexina variou, sendo descrita como granulada, quando a análise foi feita sob ML, e rugulada, quando realizada sob MEV, e em quatro espécies das espécies descrita como rugulada tanto sob ML, quanto sob MEV.

Barth & Yoneshigue (1966) descreveram, palinologicamente, espécies de Leguminosae (Mimosoideae) ocorrentes em Santa Catarina e, dentre elas, *Acacia adhaerens* Benth. (atualmente *A. martiusiana*), *A. catharinensis* Burkart e *A. nitidifolia* Speg. Os resultados encontrados pelas autoras, com relação ao tamanho das políades e à organização dos grãos de pólen, foram semelhantes no presente estudo, embora apenas a espécie *A. martiusiana* tenha sido analisada. Foram observadas diferenças no que se refere à ornamentação da sexina (psilada ou variadamente ondulada), enquanto, aqui, a sexina foi descrita como rugulada ou granulada. Essa

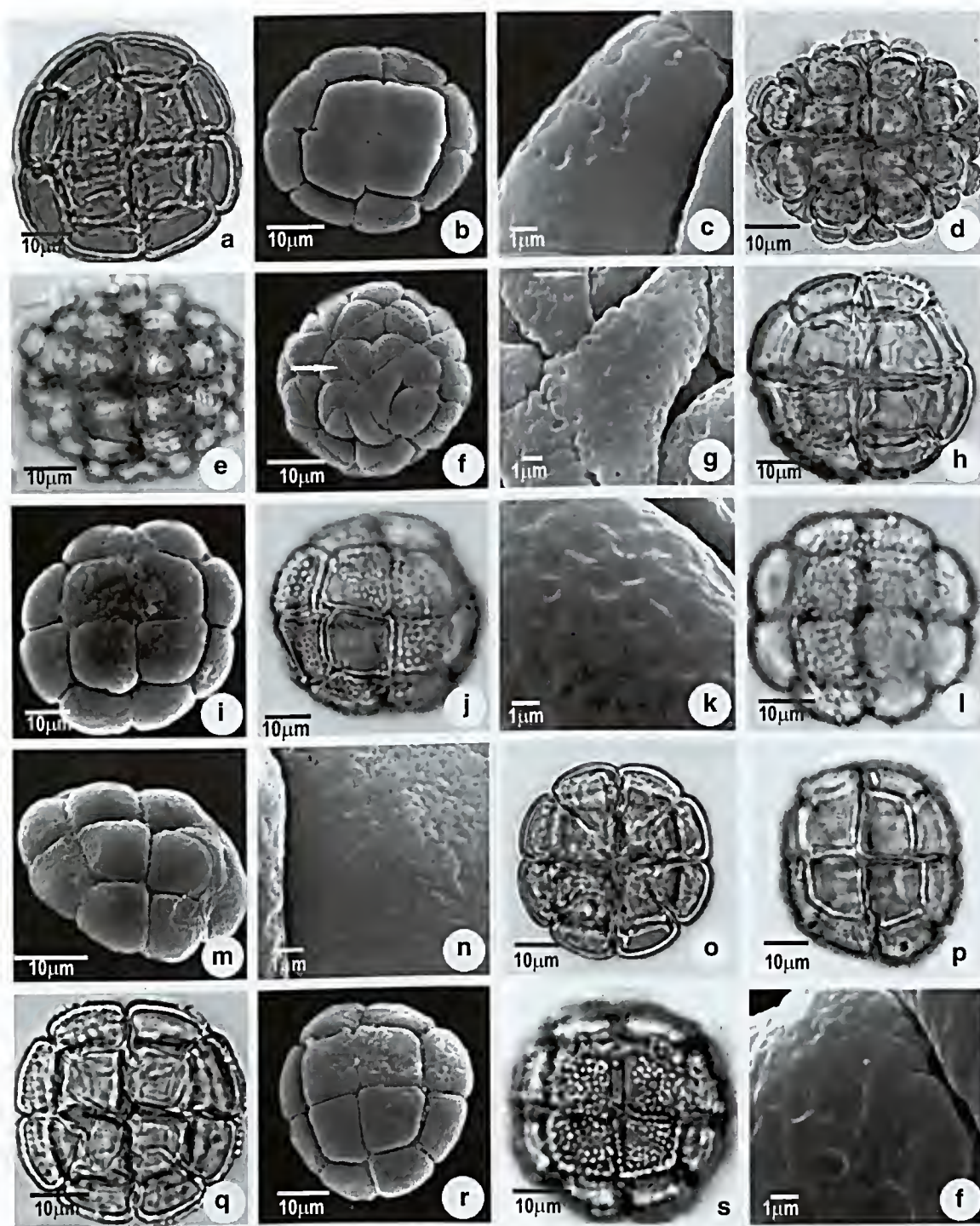



Figura 1 – Fotos e eletromicrografias de espécies de *Acacia*. a-c. *A. bahiensis* – vista geral: a. corte óptico; b. superfície; c. detalhe da superfície. d-g. *A. farnesiana* – vista geral: d. corte óptico; e, f. superfície (seta em f indica o sulco); g. detalhe da superfície (seta indica o sulco). h-k. *A. globosa* – vista geral: h. corte óptico; i-j. superfície; k. detalhe da superfície. l-n. *A. kallunkiae* – vista geral: l. corte óptico; m. vista lateral, superfície; n. detalhe da superfície. o-p. *A. langsdorffii* – vista geral: o. corte óptico; p. superfície. q-t. *A. martiusiana* – vista geral: q. corte óptico; r-s. superfície; t. detalhe da superfície.

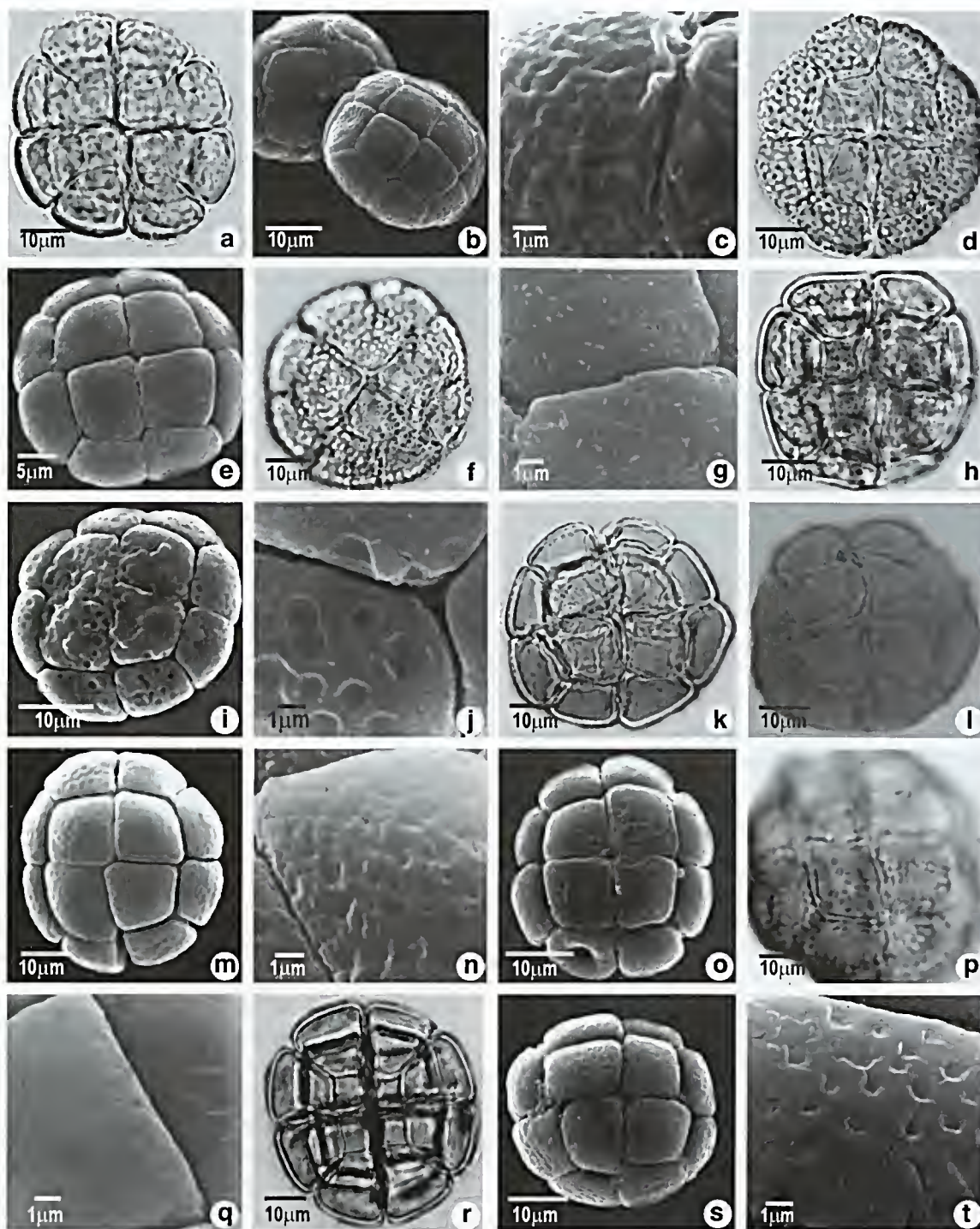



Figura 2 – Fotos e eletromicrografias de espécies de *Acacia*. a-c. *A. monacantha* – vista geral: a. corte óptico; b. superfície; c. detalhe da superfície. d-g. *A. piauhiensis* – vista geral: d. corte óptico; e-f. superfície; g. detalhe da superfície. h-j. *A. polyphylla* – vista geral: h. corte óptico; i. superfície; j. detalhe da superfície. k-n. *A. riparia* – vista geral: k. corte óptico; l-m. superfície; n. detalhe da superfície. o-q. *A. tenuifolia* – vista geral: o-p. superfície; q. detalhe da superfície. r-t. *A. velutina* – vista geral: r. corte óptico; s. superfície; t. detalhe da superfície.

Tabela 1 – Diâmetros (em μm) das políades de espécies de *Acacia*. média±desvio padrão ($\bar{x}\pm s_{\bar{x}}$) (n= 25). São fornecidos a amplitude dos dados e o intervalo de confiança (IC) a 95%.

	Diâmetro 1			Diâmetro 2		
Espécies	**Faixa de Variação**	$\bar{x}\pm s_{\bar{x}}$	**IC 95%**	**Faixa de Variação**	$x\pm s_{\bar{x}}$	**IC 95%**
A. bahiensis	40,0-47,5	45,2±0,4	44,4-46,0	37,5-47,5	42,5±0,5	41,5-43,5
A. farnesiana	45,0-50,0	47,3±0,5	46,7-48,3	42,5-47,5	45,1±0,5	44,1-46,1
A. globosa	50,0-62,5	55,0±0,8	53,4-56,6	47,5-52,5	50,2±0,3	49,6-50,8
A. kallunkiae	37,5-42,5	40,2±0,4	39,4-41,0	35,0-42,5	39,1±0,5	38,1-40,1
A. langsdorffii	42,5-50,0	46,1±0,5	45,1-47,1	40,0-50,0	44,7±0,6	43,5-45,9
A. martiusiana	37,5-42,5	40,0±0,3	39,4-40,6	37,5-42,5	38,3±0,3	37,7-38,9
A. monacantha	42,5-47,5	45,0±0,5	44,0-46,0	40,0-47,5	44,9±0,4	44,1-45,7
A. piauhiensis	42,5-47,5	45,0±0,2	44,6-45,4	40,0-45,0	42,0±0,4	41,2-42,8
A. polyphylla	37,5-40,0	39,0±0,2	38,6-39,4	37,5-40,0	38,3±0,2	37,9-38,7
A. riparia	52,5-60,0	58,0±0,5	57,0-59,0	50,0-57,5	53,0±0,5	52,0-54,0
A. tenuifolia	40,0-45,0	42,2±0,3	41,6-42,8	37,5-42,5	39,5±0,5	38,5-40,5
A. velutina	47,5-55,0	52,1±0,5	51,1-53,1	47,5-57,5	51,0±0,4	50,2-51,8

x- média aritmética; s_x – desvio padrão da média; IC – intervalo de confiança

diferença talvez esteja relacionada com os recursos aqui utilizados para a observação (MEV).

Caccavari (1970) estudou os grãos de pólen de 19 táxons de *Acacieae* da Argentina e, dentre eles, três foram aqui analisados: *A. monacantha*, *A. polyphylla* e *A. velutina*. As diferenças encontradas nas descrições dessas espécies estão relacionadas ao número de aberturas (as políades podem ter de 4 a 6 poros localizados 4 nos vértices do equador, e 1 ou 2, no pólo proximal) e à ornamentação da sexina: reticulada em *A. monacantha*, lisa ou levemente ondulada em *A. polyphylla*. Caccavari (1970) descreveu a sexina de *A. velutina* var. *glabrescens* como sendo reticulada, não encontrada em *A. velutina*, analisada no presente trabalho.

Guinet (1981), ao analisar as características polínicas nas Mimosoideae, definiu que o teto é liso em *Acacia* subg. *Aculeiferum* ou reticulado (retículo supratectal) em *Acacia* subg. *Heterophyllum* (=*Phyllodineae*), mas nos dois subgêneros, a estrutura da exina é columelar. No presente estudo, os resultados são diferentes, pois as espécies de *Acacia* subg. *Aculeiferum* não apresentaram teto liso embora, o infrateto também seja columelar.

Guinet (1986) verificou que em *Acacia* subg. *Aculeiferum*, as políades possuíam de oito a 16 grãos de pólen, quantidade essa notavelmente menor do que a encontrada em outros subgêneros. Segundo o autor, em *Acacia* subg. *Aculeiferum*, a exina é lisa e falta um pseudocolpo bem diferenciado, diferente do que ocorre em *Acacia* subg. *Phyllodineae*, no qual a exina é frequentemente suprarreticulada. As espécies de *Acacia* subg. *Aculeiferum*, aqui analisadas, diferem dos resultados de Guinet (1986), pois não foi encontrado pseudocolpo.

Silvestre-Capelato & Melhem (1997) estudaram os grãos de pólen de duas espécies de *Acacia: A. grandistipula* Benth. e *A. paniculata* Willd.(atualmente, *A. tenuifolia*). Para as autoras, *A. tenuifolia* apresenta políades com exina escabrada. Os resultados, aqui encontrados para a espécie, diferem dos de Silvestre-Capelato & Melhem (1997), no que se refere à políade (calimada) e à ornamentação da exina (granulada em ML e rugulada em MEV).

Caccavari & Dome (2000) analisaram os grãos de pólen de 36 táxons de *Acacia*, (nove aqui também analisadas), utilizando recursos de microscópio de luz e eletrônico de varredura

Tabela 2 – Diâmetros das políades de espécies de *Acacia*. Diâmetros (em µm) das políades, em vista lateral e dos grãos de pólen em vista frontal, de espécies de *Acacia*. Dados são média aritmética (n= 10). DM- diâmetro maior; Dm- diâmetro menor em vista lateral; D1 e D2- diâmetros em vista frontal.

Espécies	DM	Dm	D1	D2
A. bahiensis	47,7	30,5	12,5	14,4
A. farnesiana	49,5	45,5	—	—
A. globosa	—	—	—	—
A. kallunkiae	—	—	10,0	12,5
A. langsdorffii	45,0	32,5	15,0	14,3
A. martiusiana	45,0	33,0	12,5	15,0
A. monacantha	43,0	36,3	12,0	12,5
A. piauhiensis	45,3	29,0	12,5	12,5
A. polyphylla	40,0	27,0	11,5	11,5
A. riparia	—	—	—	—
A. tenuifolia	—	—	—	—
A. velutina	53,6	40,0	15,7	17,4

e transmissão. Para estas autoras, as espécies se caracterizaram por apresentar políades com 16 grãos de pólen porados, com ornamentação lisa a levemente suprarreticulada ou supramicrorreticulada, com lumens circulares cujos diâmetros correspondem aos corpos de Ubisch; camada infratectal granular e camada basal ausente ou vestigial. Algumas espécies da seção *Monacanthea*, segundo as autoras, possuem um subpseudocolpo facilmente discernível ou difuso. No presente estudo, não foram observados pseudocolpos, nem ornamentação do tipo descrito. Em uma única espécie foram observados sulcos (*A. farnesiana*) e não pseudosulcos; nas demais, foram descritos poros. Com relação ao tipo de ornamentação, registrou-se superfície granulada, rugulada ou com perfurações, mas em nenhuma das espécies foram observados retículos ou microrretículos. Talvez a diferença encontrada pelas autoras esteja relacionada à presença das marcas deixadas pelos orbículos.

Rico-Arce & Banks (2001) estudaram sete espécies de *Acacia* e, dentre elas, *A. velutina* descrita como possuindo, principalmente, políades com 16 grãos de pólen, porados, teto

Tabela 3 – Espessura (em mm) das camadas da exina dos grãos de pólen de espécies de *Acacia*. Dados são média aritmética (n= 10)

Espécies	Exina	Sexina	Nexina
A.bahiensis	3,8	2,5	1,3
A. farnesiana	2,0	1,0	1,0
A. globosa	1,5	1,0	0,5
A. kallunkiae	5,0	2,9	2,1
A. langsdorffii	4,6	2,3	2,3
A. martiusiana	2,0	1,0	1,0
A. monacantha	2,0	1,0	1,0
A. piauhiensis	2,0	1,0	1,0
A. polyphylla	2,0	1,0	1,0
A. riparia	2,0	1,0	1,0
A. tenuifolia	2,0	1,0	1,0
A. velutina	2,0	1,0	1,0

Tabela 4 – Diâmetro (em mm) das políades de espécies de *Acacia*. Dados são média aritmética (n= 10). D1 e D2 são diâmetros em vista frontal.

Espécies	D1 x	D2 x
A. bahiensis		
Bocage 826	47,3	42,0
Bocage 901	46,1	44,4
Nunes 909	45,5	42,0
A. langsdorffii		
Empaire 530	42,5	42,5
Nunes s.n.	43,5	42,8
Viana s.n.	47,0	44,8
A. martiusiana		
Queiroz 6466	43,6	41,0
Giulietti 1978	42,3	40,0
A. monacantha		
Bocage 881	39,0	38,0
A. piauhiensis		
Gomes et al.14	55,0	47,3
A. polyphylla		
Silva 297	40,5	38,5
Bocage 882	38,8	38,3
Bocage 914	39,8	38,0
Bocage 485	39,5	39,0
A. tenuifolia		
Bocage 829	37,1	34,9
Bocage 832	39,0	37,3
Bocage 895	49,0	47,0
A. velutina		
Miranda 1375	54,6	51,7
Curran 134	50,3	49,5

finamente rugulado ou fracamente crenulado. Com relação à *A. velutina*, os resultados do presente estudo são semelhantes aos encontrados por Rico-Arce & Banks (2001).

Silva (1990), estudando as espécies do gênero *Acacia*, ocorrentes na Amazônia brasileira, confeccionou uma chave polínica baseada no número de grãos de pólen e ornamentação da superfície. O autor caracterizou *A. farnesiana* como tendo políades com 32 grãos de pólen e *A. polyphylla* com 16 grãos de pólen e sexina psilada. Os resultados, aqui encontrados, diferem de Silva (1990) apenas no que se refere à ornamentação da última espécie. Moura *et al.* (2004) também analisaram a morfologia polínica de *Acacia polyphylla*, além de outras espécies de várzea e de igapó da Amazônia Central. Para os autores, a espécie foi descrita como possuindo políades médias, discoidais, calimadas, e exina psilada. Os estudos, aqui apresentados, diferem daqueles encontrados pelos autores, apenas no que se refere à ornamentação da exina (granulada em ML e rugulada em MEV).

Pode-se concluir que as espécies analisadas são um pouco semelhantes em suas características palinológicas, exceto *A. farnesiana* (única espécie do estudo, pertencente a *Acacia* subg. *Acacia*, que apresentou políades muito diferentes). No entanto, diferenças importantes podem ser consideradas tais como: tamanho das políades, ornamentação da sexina sob microscópio de luz e espessura da exina. Com base nos resultados, considera-se que o grupo possui certa homogeneidade polínica, sendo *A. farnesiana* a espécie morfopalinologicamente distinta, tanto pelo número de grãos de pólen, quanto pelo tipo de abertura.

Agradecimentos

Ao Laboratório de Ultraestrutura Celular, do Instituto de Biofísica da Universidade Federal do Rio de Janeiro (UFRJ), na pessoa da técnica de microscopia eletrônica de varredura, Nôemia Rodrigues Gonçalves. Ao CNPq pela bolsa concedida à primeira autora.

Referências Bibliográficas

Andrade Lima, D. 1966. Vegetação. *In*: IBGE. Atlas Nacional do Brasil. Conselho Nacional de Geografia, Rio de Janeiro, 50p.

Barroso, G. M.; Peixoto, A. L.; Ichaso, C. L. F.; Guimarães, E. F. & Costa, C. G. 1986. Sistemática de Angiospermas do Brasil. Impr. Univ. Viçosa, Viçosa, 377p.

Barth, O. M. & Yoneshigue, Y. 1966. Catálogo sistemático dos pólens das plantas arbóreas do Brasil Meridional VIII – Leguminosae (Mimosoideac). Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 64: 79-123.

______ & Melhem, T. S. 1988. Glossário Ilustrado de Palinologia. Ed. Unicamp, Campinas.

Caccavari, M. A. 1970. Granos de polcn de Leguminosas de la Argentina I. Subfam. Mimosoideae; Tribu Acacieae. Darwiniana 16(1-2): 144-183.

______ & Dome, E. A. 2000. Subpseudocolpi in polyads of *Acacia*, subgenus *Aculeiferum*. Grana 39: 32-38.

Carreira, L. M. M.; Lopes, J. R. C.; Silva, M. F. & Nascimento, L. A. S. 1996. Catálogo de pólen das leguminosas da Amazônia brasileira. Museu Paraense Emílio Goeldi, Coleção Adolpho Ducke, Belém, 137p.

Coetzee, J. A. 1955. The morphology of *Acacia* pollen. South African Journal of Science 52: 23-27.

Cookson, J. 1953. The Caenozoic occurrence of *Acacia* in Australia. Australian Journal of Botany 2: 52-59.

Colinvaux, P.; De Oliveira, P. E. & Patino, J. E. M. 1999. Amazon pollen manual and atlas. Harwood Academic Publishers, The Netherlands, 332p.

Egler, W. A. 1951. Contribuição ao estudo da caatinga pernambucana. Revista Brasileira de Geografia 3: 65-77.

Erdtman, G. 1952. Pollen morphology and plant taxonomy – Angiosperms. Almqvisit & Wiksel, Stockholm, 539p.

Fernandes, A. G. & Bezerra, P. 1990. Estudo fitogrográfico do Brasil. Editora Stylus Comunicações, Fortaleza.

Guinet, P. 1981. Mimosoideae: the characters of their pollen grains. *In*: Polhill, R. M. & Raven, P. H. (eds). Advances in Legume Systematics. Part. 2.Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 835-857.

______. 1986. Geographic patterns of the main pollen characters in genus *Acacia* (Leguminosae), with particular reference to subgnus *Phyllodineae*. *In*: Pollen and Spores: form and functions (S. Blackmore and I. K. Ferguson, eds.). Academic Press, London. Pp. 297-311.

Guinet, P. & Vassal, J. 1978. Hypotheses on the differentiation of the major groups in the genus *Acacia* (Leguminosae). Kew Bulletin 32: 509-527.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Bainett, L. G. 1990. Index Herbariorum. Part 1: The Herbaria of the world. 8ª ed., New York Botanical Garden, New York.

Maslin, B. R.; Miller, J. T. & Seigler, D. S. 2003. Overview of the generic status of *Acacia* (Leguminosae:Mimosoideae). Australian Systematic Botany 16: 1-18.

Melhem, T. S.; Cruz-Barros, M. A. V.; Corrêa, A. M. S.; Makino-Watanabe, H.; Silvestre-Capelato & Esteves, V. L. G. 2003. Morfologia polínica em plantas de Campos do Jordão (São Paulo, Brasil). Boletim do Instituto de Botânica 16: 1-104.

Moura, C. O.; Absy, M. L.; Santos, F. A. R. & Marques-Souza, A. C. 2004. Morfologia polínica de espécies de várzea e de igapó da Amazônia Central. Acta Amazonica 34(1): 15-19.

Punt, W.; Blackmore, S.; Nilsson, S. & Thomas, A. 1999. Glossary of pollen and spore Terminology. http://www.biol.ruu.nl./~palaeo/glossary/glos-int.htm. (capturado em 1999).

Rico-Arce, L. 2003. Geographical patterns in neotropical *Acacia* (Leguminosae: Mimosoideae). Australian Systematics Botany 16: 41-48.

______ & Banks, H. 2001. A preliminary survey of pollen and other morphological characters in neotropical *Acacia* subgenus *Aculeiferum* (Leguminosae: Mimosoideae). Botanical Journal of the Linnean Society 135: 263-270.

Robbertse, P. J. 1974. A scanning electron microscopic investigation of the pollen of south African *Acacia* species. Journal South African Botanic 40: 91-99.

Rodal, M. J. N.; Sampaio, E. V. S. B. & Figueiredo, M. A. 1992. Manual sobre métodos de estudo florístico e fitossociológico: ecossistema caatinga. Sociedade Botânica do Brasil, São Paulo, 24p.

Roubik, D. W. & Moreno, J. E. P. 1991. Pollen and spores of Barro Colorado Island. Missouri Botanical Garden, St. Louis,258p.

Salgado-Labouriau, M.L.1973. Contribuição à palinologia dos cerrados. Academia Brasileira de Ciências, Rio de Janeiro, 291p.

Silva, A. S. L. 1990. Taxonomia das espécies do gênero *Acacia* Mill. ocorrentes na Amazônia brasileira. Boletim Museu Paranaense Emílio Goeldi 6(2): 152-226.

Silvestre-Capelato, M. S. F. & Melhem, T. S. 1997. Flora polínica da Reserva do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (São Paulo, Brasil). Família: 81 – Leguminosae. Hoehnea 24(1): 115-163.

Souza, M. J. N.; Martins, M. L. R.; Soares, Z. M. L.; Freitas-Filho, M. R.; Pinheiro, F. S. A.; Sampaio, M. A. B.; Carvalho, G. M. B. S.; Soares, A. M. L.; Gomes, E. C. B. & Silva, R. A. 1993. Redimensionamento da região do semi-árido do Nordeste do Brasil. *In*: Conferência Nacional e Seminário Latino-Americano de Desertificação. Fundação Esquel do Brasil, Fortaleza, 25p.

Vassal, J. 1972. Apport des recherches ontogeniques et seminologiques a l'étude morphologique, taxonomique et phylogenique du genre *Acacia*. Bulletin de la societè d'Histoire Naturelle de Toulouse 108: 105-247.

Wodehouse, R. P. 1935. Pollen grains. MacGraw-Hill Book Co., New York, 574p.

Checklist da Flora de Mirandiba, Pernambuco: Leguminosae[1]

Elisabeth Córdula[2,4], *Luciano Paganucci de Queiroz*[3] & *Marccus Alves*[2]

Resumo

(Checklist da Flora de Mirandiba, Pernambuco: Leguminosae) A família Leguminosae é a mais representativa da caatinga, compreendendo cerca de um terço da riqueza de espécies catalogadas. Devido à importância das Leguminosae no bioma, foi realizado um inventário florístico no município de Mirandiba-PE, área considerada prioritária para investigação científica devido à carência de informação sobre a flora e a fauna. A coleta de material botânico foi realizada entre março de 2006 e janeiro de 2008. Foram registradas 81 espécies distribuídas em 42 gêneros representando cerca de 25 % das leguminosas já citadas para o bioma. Destas, 17 são endêmicas da caatinga, representando 25% do total de espécies amostradas. A subfamília Caesalpinioideae contribuiu com 22 espécies distribuídas em sete gêneros, Mimosoideae com 23 espécies distribuídas em 13 gêneros e Papilionoideae com 36 espécies distribuídas em 22 gêneros. Os gêneros mais representativos foram *Senna* (8 spp.), *Mimosa* (7 spp.), *Chamaecrista* (6 spp.), *Macroptilium* (4 spp.), *Aeschynomene, Caesalpinia, Centrosema, Senegalia* e *Zornia* (3 spp. cada), *Bauhinia, Chloroleucon, Crotalaria, Desmodium, Dioclea, Indigofera, Piptadenia* e *Stylosanthes* (2 spp. cada), e os demais com uma espécie cada.

Palavras-chave: diversidade, caatinga, endemismo.

Abstract

(Checklist of the Flora of Mirandiba: Leguminosae) The Family Leguminosae is the most representative of the caatinga, comprizing about a third of the total number of species detected for that biome. Due to the importance of Leguminosae in caatinga, a floristic inventory was accomplished in the municipal district of Mirandiba-PE, a prioritary area for scientific investigation due to the lack of information on the flora and the fauna. Field trips were accomplished from March 2006 to January 2008 for collecting botanical material. Eighty one species distributed in 42 genera were registered, comprizing about 25% of the Leguminosae already registered for the biome. Seventeen of them are endemic to the caatinga, representing 25% of the total sampled species. The subfamily Caesalpinioideae is represented by 22 species distributed in 7 genera, Mimosoideae by 23 species distributed in 13 genera and Papilionoideae by 36 species distributed in 22 genera. The most representative genera were *Senna* (8 spp.), *Mimosa* (7 spp.), *Chamaecrista* (6 spp.), *Macroptilium* (4 spp.), *Aeschynomene, Caesalpinia, Centrosema, Senegalia* and *Zornia* (3 spp.), *Bauhinia, Chloroleucon, Crotalaria, Desmodium, Dioclea, Indigofera, Piptadenia* and *Stylosanthes* (2 spp.), the other ones with one species each.

Key words: diversity, caatinga, endemism.

Introdução

A caatinga é a vegetação predominante no Nordeste do Brasil (Prado 2003), o clima é semi-árido (BShw', segundo Köppen) com um alto potencial de evapotranspiração (1500–2000 mm/ano) e precipitação escassa (300–1000 mm/ano) normalmente concentrado de 3–5 meses (Sampaio 1995). Os solos podem ser litólicos, podzólicos vermelho-amarelos rasos ou brunos não-cálcicos, provenientes de embasamento cristalino, ou arenoquartzosos muito profundos e fortemente drenados provenientes de bacias sedimentares (Beltrão & Lamour 1985).

De acordo com MMA (2002), a caatinga apresenta uma heterogeneidade marcante com várias fisionomias o que faz dela um ambiente de extrema importância biológica.

Artigo recebido em 02/2008. Aceito para publicação em 05/2008.

[1]Parte da dissertação de mestrado da primeira autora no PPGBV – UFPE

[2]Laboratório de Morfo-Taxonomia Vegetal, Departamento de Botânica, UFPE, Av. Prof. Moraes Rego, s/n, 50670-901, Recife, PE, Brasil.

[3]Universidade Estadual de Feira de Santana, Departamento de Ciências Biológicas, km 03, BR 116, 44031-460, Feira de Santana, BA, Brasil.

[4]Autor para correspondência: ecordula@yahoo.com.br

A vegetação pode ser caracterizada como uma floresta baixa composta principalmente por árvores pequenas e arbustos. Freqüentemente, os caules retorcidos, além da presença de espinhos e microfilia, sendo decíduos na estação seca. Plantas suculentas da família Cactaceae são comuns e a camada herbácea é efêmera, só estando presente durante a estação chuvosa. Ao contrário do postulado, a caatinga apresenta uma alta taxa de diversidade e endemismo, fazendo-se necessário um melhor conhecimento de sua flora para possíveis medidas de conservação de suas áreas (Prado 2003). Este é o bioma menos estudado entre as regiões fitogeográficas brasileiras e o menos protegido pelas unidades de conservação e proteção integral (Leal *et al.* 2003).

A família Leguminosae é de grande relevância para a caracterização fisionômica dos diversos ambientes no domínio das caatingas. Estudos recentes enfatizam a distinção da flora de Leguminosae em diferentes tipos de sedimento (Queiroz 2006; Cardoso & Queiroz 2007), abrindo caminho para uma nova visão em termos de florística e estimulando estudos de análise de similaridade. Na caatinga, estão catalogados até o momento 77 gêneros e cerca de 300 espécies, representando aproximadamente um terço da vegetação (Queiroz 2006) e diversos representantes possuem grande potencial econômico como recurso forrageiro durante a seca, por ser o principal componente da diversidade vegetal do ambiente (Queiroz 1999).

Figura 1 – Mapa da Região Nordeste do Brasil destacando as áreas prioritárias para a pesquisa científica e o Município de Mirandiba – PE. Fonte: MMA 2002.

Neste sentido, realizou-se o levantamento das Leguminosae ocorrentes em Mirandiba, com o intuito de contribuir para o conhecimento da flora local.

Material e Métodos

O município de Mirandiba foi considerada pelo MMA (2002) como prioritária para investigação científica devido à carência de informação sobre a flora e a fauna. Situa-se na mesorregião do Sertão Pernambucano, próximo ao limite norte da ecorregião da Depressão Sertaneja Meridional (Fig. 1). Ocupa uma área de 809 km^2, altitude média de 550 m e coordenada central 08°13'S e 38°43'W. O clima da região é BShw' segundo Köppen, com chuvas concentradas de dezembro a março, com temperatura média anual de 25,2°C (ITEP).

Foram realizadas coletas de material botânico buscando percorrer a maior área possível entre março de 2006 e janeiro de 2008, além de levantamento nos herbários de referência para a caatinga (HUEFS, IPA, JPB, PEUFR e UFP). Todas as amostras, com exceção de EH 865 (IPA) e EH 783 (PEUFR), foram tombadas ao acervo do herbário da Universidade Federal de Pernambuco, com duplicatas no HUEFS, IPA, JPB, K, NY e RB (acrônimos de acordo com Holmgren & Holgren 1998).

Adotou-se a classificação de Leguminosae em subfamílias proposta por Lewis *et al.* (2005).

Resultados e Discussão

O estudo da composição florística em Mirandiba resultou em 81 espécies de Leguminosae distribuídas em 42 gêneros (Tab. 1). Isto representa cerca de 20% dos táxons citados para a caatinga e cerca de 40% das espécies indicadas para a Depressão Sertaneja Meridional, onde o Município se insere (Queiroz 2006). Das 81 espécies amostradas, 17 são endêmicas da caatinga, representando 25% do total.

Caesalpinioideae está representada em Mirandiba por 22 espécies distribuídas em sete gêneros. *Senna* é o mais bem representado com oito espécies, seguido de *Chamaecrista* (6 spp.), *Caesalpinia* (3 spp.), *Bauhinia* (2 spp.) e os demais com uma espécie cada. Apenas quatro espécies haviam sido até então coletadas na área, *Chamaecrista acosmifolia*, *Senna macranthera*, *S. spectabilis* e *Caesalpinia bracteosa*. Mimosoideae está representada em Mirandiba por 23 espécies distribuídas em 13 gêneros. *Mimosa* é o gênero melhor representado (7 spp.), seguido por *Senegalia* (3 spp.), *Chloroleucon* e *Piptadenia* (2 spp. cada). Os demais gêneros estão representados por apenas uma espécie. Não havia registros conhecidos de Mimosoideae para a área de estudo. A subfamília Papilionoideae está representada em Mirandiba por 36 espécies distribuídas em 22 gêneros. O gênero *Macroptilium* é o mais bem representado com quatro espécies, seguido de *Aeschynomene*, *Centrosema* e *Zornia* com três espécies cada, *Crotalaria*, *Desmodium*, *Dioclea*, *Indigofera* e *Stylosanthes* com duas espécies e os demais com uma espécie cada. Apenas três espécies haviam sido coletadas ou citadas na área anteriormente, *Arachis dardani* (Krapovickas & Gregory 1994), *Macroptilium martii* e *Tephrosia purpurea* subsp. *purpurea*, coletadas em áreas antropizadas ao longo de estradas.

Chamaecrista pilosa var. *luxurians* e *Desmodium procumbens* constituem o primeiro registro para a caatinga, assim como *Neptunia plena* é o primeiro registro para a caatinga de Pernambuco. *Chamaecrista acosmifolia* var. *acosmifolia*, *Chamaecrista duckeana*, *Senegalia riparia*, *Galactia striata*, *Indigofera microcarpa* e *Tephrosia purpurea* subsp. *purpurea* são novas ocorrências para o estado de Pernambuco. Tendo em vista o grande número de espécies endêmicas da caatinga e o registro de uma espécie na lista de espécies ameaçadas de extinção (*Amburana cearensis*), acreditamos que esta seja uma área de extrema importância para a conservação da caatinga.

Tabela 1 – Lista das espécies de Leguminosae de Mirandiba. (Sigla para os coletores: EC = E. *Córdula et al.*; CL = *C. Lourenço et al.*; KP = *K. Pinheiro et al.*; JS = *J. Silva et al.*; EH = *E. P. Heringer*). * Espécies endêmicas da caatinga (Queiroz 2006; Cardoso & Queiroz 2007).

Táxons	Hábito	Voucher
Aeschynomene evenia Wright var. *evenia*	Erva	*EC 70*
Aeschynomene mollicula Kunth	Erva	*EC 259*
Aeschynomene viscidula Michx.	Erva	*EC 32*
Amburana cearensis (Allemão) A.C.Sm.	Árvore	*EC 198*
Anadenanthera colubrina (Vell.) Brenan	Árvore	*EC 15*
Arachis dardani Krapovickas & W.C. Gregory *	Erva	*EH 865*
Bauhinia acuruana Moric.	Arbusto	*EC 44*
Bauhinia cheilantha (Bong.) Steud.	Arbusto	*EC 08*
Caesalpinia bracteosa Tul.	Arvóre	*EC 77*
Caesalpinia ferrea Mart. *ex* Tul. var. *ferrea* *	Árvore	*EC 10*
Caesalpinia gardneriana Benth. *	Árvore	*EC 253*
Calliandra depauperata Benth. *	Arbusto	*EC 89*
Canavalia brasiliensis Mart. *ex* Benth.	Liana	*EC 59*
Centrosema pascuorum Mart. *ex* Benth.	Erva	*CL 264*
Centrosema rotundifolium Mart. *ex* Benth.	Subarbusto	*EC 362*
Centrosema virginianum (L.) Benth.	Trepadeira	*EC 69*
Chaetocalyx scandens var. *pubescens* (DC.) Rudd	Trepadeira	*EC 274*
Chamaecrista acosmifolia (Mart. *ex* Benth.) H.S.Irwin & Barneby var. *acosmifolia*	Arbusto	*EH 783*
Chamaecrista amisciella (H.S.Irwin & Barneby) H.S.Irwin & Barneby *	Erva	*EC 250*
Chamaecista calycioides (Coll.) Greene var. *calycioides*	Erva	*EC 28*
Chamaecrista duckeana (P. Bezerra & A. Fern.) H.S.Irwin & Barneby *	Erva	*EC 233*
Chamaecrista pilosa var. *luxurians* (Benth.) H.S.Irwin & Barneby	Erva	*EC 55*
Chamaecrista rotundifolia (Pers.) Greene var. *rotundifolia*	Erva	*EC 33*
Chloroleucon dumosum (Benth.) G.P. Lewis	Árvore	*KP 249*
Chloroleucon foliolosum (Benth.) G.P. Lewis	Árvore	*EC 187*
Crotalaria bahiaensis Windler & S.Skinner	Arbusto	*EC 258*
Crotalaria incana L.	Arbusto	*EC 54*
Desmanthus pernambucanus (L.) Thell.	Arbusto	*EC 56*
Desmodium glabrum (Mill.) DC.	Arbusto	*EC 292*
Desmodium procumbens (Mill.) Hitchc.	Erva	*EC 66*
Dioclea grandiflora Mart. *ex* Benth.*	Liana	*EC 23*
Dioclea violacea Mart. *ex* Benth.	Liana	*EC 85*
Enterolobium contortisiliqium (Vell.) Morong.	Árvore	*EC 178*
Erythrina velutina Willd.	Árvore	*EC 199*
Galactia striata (Jacq.) Urban	Trepadeira	*EC 67*
Hymenaea courbaril L.	Árvore	*EC 345*
Indigofera microcarpa Desv.	Erva	*EC 231*
Indigofera suffruticosa Mill.	Arbusto	*EC 17*
Inga vera Willd.	Árvore	*EC 340*

Táxons	Hábito	Voucher
Lonchocarpus araripensis Benth.*	Árvore	*EC 205*
Luetzelburgia auriculata (Allemão) Ducke*	Árvore	*EC 176*
Macroptilium bracteatum (Nees & Mart.) Maréchal & Baudet	Trepadeira	*EC 68*
Macroptilium gracile (Poepp. *ex* Benth.) Urban	Erva	*EC 227*
Macroptilium lathyroides (L.) Urban	Erva	*EC 39*
Macroptilium martii (Benth.) Maréchal & Baudet	Trepadeira	*EC 60*
Mimosa arenosa (Willd.) Poir.	Arbusto	*EC 29*
Mimosa invisa Mart. *ex* Colla.	Subarbusto	*EC 83*
Mimosa modesta var. *ursinoides* (Harms) Barneby	Erva	*EC 360*
Mimosa ophtalmocentra Mart. *ex* Benth.*	Arbusto	*JS 193*
Mimosa quadrivalvis var. *leptocarpa* (DC.) Barneby	Subarbusto	*EC 57*
Mimosa sensitiva L.	Subarbusto	*EC 266*
Mimosa tenuiflora (Willd.) Poir.	Arbusto	*EC 87*
Neptunia plena (L.) Benth.	Arbusto	*EC 288*
Parapiptadenia zehntneri (Harms) M.P.Lima & H.C.Lima*	Árvore	*EC 203*
Parkinsonia aculeata L.	Arbusto	*EC 90*
Piptadenia stipulacea (Benth.) Ducke*	Arbusto	*EC 257*
Piptadenia viridiflora (Kunth.) Benth.	Arbusto	*EC 330*
Pithecellobium diversifolium Benth.*	Árvore	*EC 196*
Pityrocarpa moniliformis (Benth.) Luckow & Jobson	Árvore	*EC 24*
Poeppigia procera Presl.	Árvore	*EC 25*
Rhynchosia minima (L.) DC.	Trepadeira	*EC 36*
Senegalia piauhiensis (Benth.) A.Bocage & L.P.Queiroz*	Arbusto	*EC 43*
Senegalia polyphylla (DC) Britton & Rose	Árvore	*EC 355*
Senegalia riparia (Kunth.) Britton & Rose *ex* Britton & Killip	Arbusto	*EC 190*
Senna alata (L.) Roxb.	Arbusto	*EC 65*
Senna macranthera var. *pudibunda* (Benth.) H.S.Irwin & Barneby*	Arbusto	*EC 307*
Senna obtusifolia (L.) H.S.Irwin & Barneby	Erva	*EC 222*
Senna occidentalis (L.) Link	Arbusto	*EC 280*
Senna spectabilis var. *excelsa* (Schrad.) H. S. Irwin & Barneby	Árvore	*EC 46*
Senna splendida var. *gloriosa* H.S.Irwin & Barneby	Arbusto	*EC 270*
Senna trachypus (Benth.) H.S.Irwin & Barneby *	Arbusto	*EC 81*
Senna uniflora (Mill.) H.S.Irwin & Barneby	Erva	*EC 05*
Sesbania exasperata Kunth	Arbusto	*EC 291*
Stylosantes scabra Vogel	Erva	*EC 246*
Stylosanthes viscosa Swartz	Erva	*EC 47*
Tephrosia purpurea (L.) Pers. subsp. *purpurea*	Arbusto	*EC 37*
Trischidium molle (Benth.) H.E.Ireland *	Arbusto	*EC 48*
Vigna peduncularis (Kunth.) Fawc. & Rendle	Trepadeira	*EC 309*
Zornia brasiliensis Vogel	Erva	*EC 304*
Zornia myriadena Benth.	Erva	*EC 247*
Zornia sericea Moric.	Erva	*EC 31*

Agradecimentos

Os autores agradecem a equipe do Laboratório de Morfotaxonomia Vegetal da UFPE pela ajuda nas coletas, a CAPES pela bolsa de Mestrado concedida à primeira autora e ao PPGBV/UFPE e à Fundação O Boticário de Proteção à Natureza pelo financiamento das viagens de campo.

Referências Bibliográficas

Beltrão, V. A. & Lamour, C. 1985. Uso atual e potencial dos solos do Nordeste. Projeto Nordeste 6, SUDENE. Recife.

Cardoso, D. B. O. S. & Queiroz, L. P. 2007. Diversidade de Leguminosae nas caatingas de Tucano, BA: implicações para a fitogeografia do semi-árido do Nordeste do Brasil. Rodriguésia 58(2): 379-371.

ITEP – Instituto de Tecnologia de Pernambuco [On line]. Homepage: http://www.itep.br/LAMEPE.asp> Acessado em: 23/04/2006.

Krapovickas, A. & Gregory, W. C. 1994. Taxonomia del género *Arachis* (Leguminosae). Bonplandia 8: 1-186.

Leal, I. R.; Tabarelli, M. & Silva, J. M. C. 2003. Ecologia e conservação da caatinga. Ed. Universitária da UFPE, Recife, 804p.

Lewis, G. P., Schrire, B.; Mackinder, B. & Lock, M. 2005. Legumes of the world. Royal Botanic Gardens, Kew.

MMA. 2002. Avaliação e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade da caatinga. UFPE/Fade/Conservation Internacional do Brasil/Fundação Biodiversitas, Brasília.

Prado, D. E. 2003. As caatingas da América do Sul. *In*: Leal, I. R.; Tabarelli, M. & Silva, J. M. C. (eds.). Ecologia e conservação da caatinga. Ed. Universitária da UFPE, Recife. Pp. 3-73.

Queiroz, L. P. 1999. Leguminosas de caatinga, espécies com potencial forrageiro. *In*: Araújo, F. D.; Prendergast, H. D. V. & Mayo, S. J. (eds.). Plantas do Nordeste. Anais do I Workshop Geral. Royal Botanic Gardens, Kew.

Queiroz, L. P. 2006. The Brazilian caatinga: Phytogeographical patterns inferred from distribution data of the Leguminosae. *In*: Pennington, R. T.; Lewis, G. P. & Ratter, J. A. (eds.). Neotropical caatingas and dry forests: Plant diversity, biogeography, and conservation. Taylor & Francis Crc-Press, Boca Raton.

Sampaio, E. V. S. B. 1995. Overview of the brazilian caatinga. *In*: Bullock, S. H.; Mooney, H. A. & Medina, E. (eds.). Seasonally dry tropical forests. Cambridge University Press, Cambridge.

Nota técnica:

Revisão dos limites do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Brasil

Vicente Moreira Conti[1,2], *Shoji Iwamoto*[1], *Thaís Moreira Hidalgo de Almeida*[1] & *Tânia Sampaio Pereira*[1]

Fundado em 1808 e tranformado em autarquia federal através da Lei nº 10.316, de 6 de dezembro de 2001, o Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (JBRJ) é composto por duas áreas de conservação, sendo uma *ex-situ* e outra *in-situ*.

Historicamente sua área total vem sendo tratada como sendo de 137 ha, dos quais 54 ha definidos como Arboreto. No entanto, parte deste espaço abriga uma área florestada e não de cultivo propriamente dito (Fig. 1).

Dentro da área do JBRJ também são encontrados espaços irregularmente ocupados e oficialmente cedidos que se somam às áreas ocupadas pela Instituição, não havendo, contudo, conhecimento sobre o tamanho e a proporção destas áreas como um todo. Já em 1985, a perda de sua área com ocupações irregulares, e a degradação desse espaço natural de grande importância ambiental e histórica foi alertada (JBRJ 1985a), ressaltando ainda que essa ocupação conflita com os objetivos da Instituição, ameaçando a sua integridade física e equilíbrio natural (Fig. 2).

Outro trabalho realizado pela Instituição sobre a questão fundiária demonstra o problema em questão, ao citar inúmeros grupos de trabalho e comissões internas formadas visando à definição para essas ocupações (JBRJ 1999).

A revisão dos limites da Instituição e a definição de sua efetiva ocupação são necessárias, como evidenciado por Conti (2004) em seu trabalho sobre a gestão da área de conservação *in-situ* do JBRJ.

Assim, o presente trabalho apresenta um quadro atual e revisto das diversas áreas do JBRJ, bem como das ocupações legais e não legais, servindo como um instrumento gerencial para a Instituição.

O JBRJ situa-se entre os paralelos de 22°57' e 22°59' S e os meridianos de 43°13' e 43°15' W, com sua maior parte localizada no bairro do Jardim Botânico e outra menor no bairro da Gávea. Faz limite ao norte com a rua Pacheco Leão, a sudeste com a rua Jardim Botânico, ao sul com a rua Major Rubens Vaz, a sudoeste com propriedades particulares da Gávea e com o Parque da Cidade e a oeste e noroeste com o Parque Nacional da Tijuca – PARNA/TIJUCA, na localidade do Horto Florestal (Delfim & Quintão 1980).

A área de conservação *ex-situ* ou Arboreto abriga a coleção viva. A área de conservação *in-situ* é composta por mata secundária oriunda de reflorestamento (ação promovida pelo Major Archer, no Maciço da Tijuca, com início em 4 de janeiro de 1862 e durou 13 anos) e de mata regenerada, na época do Brasil Império (Conti 2004).

Apesar do major Archer não ter conhecimento de noções de silvicultura, este seu grandioso trabalho se reveste de importância, por ser ímpar no Brasil, e talvez o primeiro na América do Sul, a ser feito com diferentes espécies, configurando o mais belo exemplo, único na época para uma área recuperada pelo reflorestamento artificial em sua heterogeneidade, apesar de todos os percalços a que se submeteu desde a falta de maior mão-de-obra a recursos outros, inclusive financeiros.

Apesar de ser formado por 'matas secundárias', a ocorrência de espécies raras,

[1]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rua Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[2]Autor para correspondência: vconti@jbrj.gov.br.

Figura 1 – Área de conservação *ex situ*, representada pelo Arboreto e Orquidário, e a área de conservação *in situ*, com a floresta atlântica (foto: Thaís Almeida).

Figura 2 – Construção irregular na área de reserva florestal do Jardim Botânico do Rio de Janeiro (foto: Paulo Mattos).

endêmicas ou ameaçadas de extinção, confere a esta área do Maciço da Tijuca, como um todo, um 'status' particularizado (Zaú 1994).

Foram analisadas diversas publicações que tratam sobre os limites do JBRJ, assim como os mapas inclusos nas mesmas. Os principais trabalhos institucionais pesquisados foram: 'Programa de recuperação das áreas degradadas do Jardim Botânico do Rio de Janeiro'; 'Levantamento e demarcação das áreas do Horto Florestal e Jardim Botânico do Rio de Janeiro'; 'Relatório do Grupo de Trabalho sobre o Cercamento do JBRJ'; 'Relatório do Grupo de Trabalho que objetivava apresentar propostas de delimitação da área física do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro' e 'Relatório Técnico de Execução' que objetivava criar o memorial descritivo e planta do perímetro geral e áreas desmembradas do JBRJ, elaborado pela empresa 'EST – Estudos Topográficos Ltda' (JBRJ 1985a, 1985b, 1993, 2004 e 2005, respectivamente).

O recente trabalho realizado pela empresa EST foi definido como referência para o estudo, por ser o mais atual e para o qual foram utilizados os meios mais confiáveis.

A EST realizou inspeções e medições em campo, e utilizou como base cartográfica a planta aerofotogramétrica cadastral do Município do Rio de Janeiro, executada pelo Instituto Municipal de Urbanismo Pereira Passos – IPP, órgão vinculado a Prefeitura da Cidade do Rio de Janeiro, atualizada em 1997, disponível em folhas na escala 1/2000 e também em meio digital.

Como cita o relatório da EST, trata-se de uma base georeferenciada no sistema de projeção UTM, que apresenta na região, fator de escala muito próximo da unidade, favorecendo desta forma, sua utilização como base topográfica. A definição do traçado e dimensões do perímetro geral do JBRJ foram realizadas tendo como referência o levantamento topográfico do mesmo, além do memorial descritivo existente (JBRJ 1985b).

O referido traçado e as dimensões do perímetro geral do JBRJ, descritos no levantamento acima citado, foram então compatibilizados com a base cartográfica do IPP através da utilização de softwares gráficos e AutoCAD®, o que gerou o mapa da área do JBRJ (Fig. 3).

A análise realizada permite concluir que há diferenças entre as dimensões historicamente conhecidas e as de fato existentes na área do JBRJ. Assim, a área total anteriormente considerada como sendo de 137 ha, apresenta na realidade 143,98 ha.

Figura 3 – Mapa do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro – JBRJ. Escala: 1:7.400.

Diferenças também foram encontradas nas áreas ocupadas pelo Arboreto e mata secundária, como mostra a Tabela 1. Além disto, este estudo permitiu a definição da dimensão de outros espaços ocupados com construções próprias da Instituição.

Áreas cedidas a outros órgãos por instrumentos legais também foram mensuradas e totalizam 4,5232 ha (Tab.2). Da mesma forma, áreas ocupadas irregularmente com edificações, além de estradas e áreas gramadas no entorno, foram medidas e totalizam 13,7792 ha.

A instituição ocupa 87,26% de sua área total, sendo mais da metade ocupada com mata atlântica (Fig. 4) e 5, e as áreas oficialmente cedidas ou ocupadas irregularmente somam 12,74% (Fig. 5).

Tabela 1 – Áreas do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro - JBRJ

LOCAL	CITAÇÕES ANTERIORES (ha)	LEVANTAMENTO ATUAL (ha)
Arboreto (conservação *ex-situ)*	54	37,0556
Área Florestada (conservação *in-situ)*	83	85,1777
Horto (viveiros e ENBT)	-	1,5600
DIRAD	-	0,3930
Pousada do Pesquisador	-	0,0656
Estacionamento próximo a EMJK.	-	0,2800
Centro de Compostagem	-	0,3400
Área do Bicano (Aqüeduto da Levada)*	-	0,4097
Área do Jardim das Crianças*	-	0,4002
Cedidas oficialmente (Tabela 2)	-	4,5232
Ocupadas irregularmente	-	13,7792
TOTAL	**137**	**143,98**

ENBT – Escola Nacional de Botânica Tropical; DIRAD – Diretoria de Administração e Finanças; EMJK – Escola Municipal Juscelino Kubitschek. * novas áreas incorporadas para visitação.

Tabela 2 – Áreas do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro - JBRJ cedidas oficialmente a outros Órgãos públicos

LOCAL	CITAÇÕES ANTERIORES (ha)	LEVANTAMENTO ATUAL (ha)
SERPRO	-	2,0047
LIGHT	-	1,1644
TRE	-	0,2420
EMBRAPA	-	0,9544
Escola Municipal Juscelino Kubitschek	-	0,1577
TOTAL	**-**	**4,5232**

SERPRO – Serviço Federal de Processamento de Dados; LIGHT – Empresa de fornecimento de energia elétrica; TRE – Tribunal Regional Eleitoral; EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária.

Figura 4 – Área de expansão do Arboreto, com o sítio histórico denominado Aqueduto da Levada, com a área de mata atlântica ao fundo (foto: Thaís Almeida).

Figura 5 – Torres e linhas de transmissão de energia construídas na área de reserva florestal do Jardim Botânico do Rio de Janeiro (foto: Paulo Mattos).

Referências Bibliográficas

Conti, V. M. 2004. Diagnóstico preliminar para a gestão da área de conservação *in-situ* do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2004. Dissertação de Mestrado. UPC/FUNIBER, Espanha, 113 fls.

Delfim, C. F. M. & Quintão, A. T. B. 1980. Plano geral de orientação para a área do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. IBDF, Rio de Janeiro, 13p.

Instituto de Pesquisasa Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 1985a. Programa de recuperação das áreas degradadas do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro.

______. 1985b. Levantamento e demarcação das áreas do Horto Florestal e Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro.

______. 1993. Relatório do Grupo de Trabalho sobre o cercamento do JBRJ. Rio de Janeiro.

______. 1999. Levantamento das principais conclusões e sugestões dos Grupos de Trabalho/Comissões sobre a questão fundiária do JBRJ.

______. 2004. Relatório do Grupo de Trabalho que objetivava apresentar propostas de delimitação da área física do JBRJ. Rio de Janeiro.

______. 2005. Relatório Técnico de Execução que objetivava o memorial descritivo e planta do perímetro geral e áreas desmembradas do JBRJ. Rio de Janeiro.

Zaú, A. S. 1994. Cobertura vegetal: transformações e resultantes microclimáticas e hidrológicas superficiais na vertente norte do morro do Sumaré, Parque Nacional da Tijuca, RJ. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.

INSTRUÇÕES AOS AUTORES

Escopo

A Rodriguésia é uma publicação trimestral do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, que publica artigos e notas científicas, em Português, Espanhol ou Inglês em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Encaminhamento dos manuscritos

Os manuscritos devem ser enviados em 3 vias impressas e em CD-ROM à:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030
Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Os artigos devem ter no máximo 30 páginas digitadas, aqueles que ultrapassem este limite poderão ser publicados após avaliação do Corpo Editorial. O aceite dos trabalhos depende da decisão do Corpo Editorial.

Todos os artigos serão submetidos a 2 consultores *ad hoc*. Aos autores será solicitado, quando necessário, modificações de forma a adequar o trabalho às sugestões dos revisores e editores. Artigos que não estiverem nas normas descritas serão devolvidos.

Serão enviadas aos autores as provas de página, que deverão ser devolvidas ao Corpo Editorial em no máximo 5 dias úteis a partir da data do recebimento. Os trabalhos, após a publicação, ficarão disponíveis em formato digital (PDF, AdobeAcrobat) no *site* do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Formato dos manuscritos

Os autores devem utilizar o editor do texto *Microsoft Word*, versão 6.0 ou superior, fonte Times New Roman, corpo 12, em espaço duplo.

O manuscrito deve ser formatado em tamanho A4, com margens de 2,5 cm e alinhamento justificado, exceto nos casos indicados abaixo, e impresso em apenas um lado do papel. Todas as páginas, exceto a do título, devem ser numeradas, consecutivamente, no canto superior direito. Letras maiúsculas devem ser utilizadas apenas se as palavras exigem iniciais maiúsculas, de acordo com a respectiva língua do manuscrito. Não serão considerados manuscritos escritos inteiramente em maiúsculas.

Palavras em latim devem estar em itálico, bem como os nomes científicos genéricos e infragenéricos. Utilizar nomes científicos completos (gênero, espécie e autor) na primeira menção, abreviando o nome genérico subseqüentemente, exceto onde referência a outros gêneros cause confusão. Os nomes dos autores de táxons devem ser citados segundo Brummitt & Powell (1992), na obra "Authors of Plant Names".

Primeira página – deve incluir o título, autores, instituições, apoio financeiro, autor e endereço para correspondência e título abreviado. O título deverá ser conciso e objetivo, expressando a idéia geral do conteúdo do trabalho. Deve ser escrito em negrito com letras maiúsculas utilizadas apenas onde as letras e as palavras devam ser publicadas em maiúsculas.

Segunda página – deve conter Resumo (incluindo título em português ou espanhol), Abstract (incluindo título em inglês) e palavras-chave (até 5, em português ou espanhol e inglês). Resumos e abstracts devem conter até 200 palavras cada. O Corpo Editorial pode redigir o Resumo a partir da tradução do Abstract em trabalhos de autores não fluentes em português.

Texto – Iniciar em nova página de acordo com seqüência apresentada a seguir: Introdução, Material e Métodos, Resultados, Discussão, Agradecimentos e Referências Bibliográficas. Estes itens podem ser omitidos em trabalhos sobre a descrição de novos táxons, mudanças nomenclaturais ou similares. O item Resultados pode ser agrupado com Discussão quando mais adequado. Os títulos (Introdução, Material e Métodos etc.) e subtítulos deverão ser em negrito. Enumere as figuras e tabelas em arábico de acordo com a seqüência em que as mesmas aparecem no texto. As citações de referências no texto devem seguir os seguintes exemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para três ou mais autores ou (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Referência a dados ainda não publicados ou trabalhos submetidos deve ser citada conforme o exemplo: (R.C. Vieira, dados não publicados). Cite resumos de trabalhos apresentados em Congressos, Encontros e Simpósios se estritamente necessário.

O material examinado nos trabalhos taxonômicos deve ser citado obedecendo a seguinte ordem: local e data de coleta, fl., fr., bot. (para as fases fenológicas), nome e número do coletor (utilizando *et al.* quando houver mais de dois) e sigla(s) do(s) herbário(s) entre parêntesis, segundo o *Index Herbariorum*. Quando não houver número de coletor, o número de registro do espécime, juntamente com a sigla do herbário,deverá ser citado. Os nomes dos países e dos estados/províncias deverão ser citados por extenso, em letras maiúsculas e em ordem alfabética, seguidos dos respectivos materiais estudados.
Exemplo:
BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Para números decimais, use vírgula nos artigos em Português e Espanhol (exemplo: 10,5 m) e ponto em artigos em Inglês (exemplo: 10.5 m). Separe as unidades dos valores por um espaço (exceto em porcentagens, graus, minutos e segundos).

Use abreviações para unidades métricas do Systeme Internacional d´Unités (SI) e símbolos químicos amplamente aceitos. Demais abreviações podem ser utilizadas, devendo ser precedidas de seu significado por extenso na primeira menção.

Referências Bibliográficas – Todas as referências citadas no texto devem estar listadas neste item. As referências bibliográficas devem ser relacionadas em ordem alfabética, pelo sobrenome do primeiro autor, com apenas a primeira letra em caixa alta, seguido de todos os demais autores. Quando houver repetição do(s) mesmo(s) autor(es), o nome do mesmo deverá ser substituído por um travessão; quando o mesmo autor publicar vários trabalhos num mesmo ano, deverão ser acrescentadas letras alfabéticas após a data. Os títulos de periódicos não devem ser abreviados.
Exemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite teses e dissertações se estritamente necessário, isto é, quando as informações requeridas para o bom entendimento do texto ainda não foram publicadas em artigos científicos.

Tabelas - devem ser apresentadas em preto e branco, no formato Word for Windows. No texto as tabelas devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

"Apenas algumas espécies apresentam indumento (Tab. 1)..."

"Os resultados das análises fitoquímicas são apresentados na Tabela 2..."

Figuras - não devem ser inseridas no arquivo de texto. Submeter originais em preto e branco e três cópias de alta resolução para fotos e ilustrações, que também podem ser enviadas em formato eletrônico, com alta resolução, desde que estejam em formato TIF ou compatível com *CorelDraw*, versão 10 ou superior. Ilustrações de baixa qualidade resultarão na devolução do manuscrito. No caso do envio das cópias impressas a numeração das figuras, bem como textos nelas inseridos, devem ser assinalados com *Letraset* ou similar em papel transparente (tipo manteiga), colado na parte superior da prancha, de maneira a sobrepor o papel transparente à prancha, permitindo que os detalhes apareçam nos locais desejados pelo autor. Os gráficos devem ser em preto e branco, possuir bom contraste e estar gravados em arquivos separados em disquete (formato TIF ou outro compatível com *CorelDraw 10*). As pranchas devem possuir no máximo 15 cm larg. x 22 cm comp. (também serão aceitas figuras que caibam em uma coluna, ou seja, 7,2 cm larg.x 22 cm comp.). As figuras que excederem mais de duas vezes estas medidas serão recusadas. As imagens digitalizadas devem ter pelo menos 600 dpi de resolução.

No texto as figuras devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

"Evidencia-se pela análise das Figuras 25 e 26...."

"Lindman (Fig. 3) destacou as seguintes características para as espécies..."

Após feitas as correções sugeridas pelos assessores e aceito para a publicação, o autor deve enviar a versão final do manuscrito em duas vias impressas e em uma eletrônica.

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

Generalidades

Rodriguésia es una publicación trimestral del Instituto de Investigaciones del Jardín Botánico de Río de Janeiro, la cual publica artículos y notas científicas, en Portugués, Español y Inglés en todas las áreas de Biología Vegetal, asi como en Historia de la Botánica y actividades ligadas a Jardines Botánicos.

Preparación del manuscrito

Los manuscritos deben ser enviados en tres copias impresas y en CD-ROM a la:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030 - Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Los artículos pueden tener una extensión máxima de 30 páginas (sin contar cuadros y figuras), los que se extiendan más de 30 páginas podrán ser publicados después de ser evaluados por el Consejo Editorial. La aceptación de los trabajos depende de la decisión del Comité Cientifico.

Todos los artículos serán examinados por dos consultores *ad hoc*. A los autores será solicitado, cuando sea necesario, modificaciones para adecuar el manuscrito para adecuarlo a las sugerencias de los revisores y editores. Artículos que no sigan las normas descritas serán devueltos.

Serán enviados a los autores las pruebas de página, las cuales deberán ser devueltas al Consejo Editorial en un plazo máximo de cinco días a partir de la fecha de recibimiento. Después de publicados los artículos estarán disponibles en formato digital (PDF, AdobeAcrobat) en el *site* del Instituto de Investigaciones del Jardín Botánico de Río de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Preparación de los manuscritos

Los autores deben utilizar el editor de texto *Microsoft Word* 6.0 o superior, letra Times New Roman 12 puntos y doble espacio.

El manuscrito debe estar formateado en hojas tamaño A4, impresas por un solo lado, con márgenes 2,5 cm en todos los lados de la página y el texto alineado a la izquierda y a la derecha, excepto en los casos indicados abajo. Todas las páginas, excepto el título, deben ser numeradas, consecutivamente, en la esquina superior derecha. Las letras mayúsculas deben ser utilizadas apenas en palabras que exijan iniciales mayúsculas, de acuerdo con el respectivo idioma usado en el manuscrito. No serán considerados manuscritos escritos completamente con letras mayúsculas.

Palabras en latín, nombres científicos genéricos e infra-genéricos deben estar escritas en letra itálica. Utilizar nombres científicos completos (género, especie y autor) solo la primera vez que sean mencionados, abreviando el nombre genérico en las próximas veces, excepto cuando los otros nombres genéricos sean iguales. Los nombres de autores de los taxones deben ser citados siguiendo Brummitt & Powell (1992) en la obra "Authors of Plant Names".

Primera página - debe incluir el título, autores, afiliación profesional, financiamiento, autor y dirección para correspondencia, así como título abreviado. El título deberá ser conciso y objetivo, expresando la idea general del contenido del artículo; además, debe ser escrito en negrita con letras mayúsculas utilizadas apenas donde las letras y las palabras deban ser publicadas en mayúsculas.

Segunda página - debe tener un Resumen (incluyendo título en portugués o español), Abstract (incluyendo título en ingles) y palabras clave (hasta cinco, en portugués o español e inglés). Resúmenes y "abstracts" llevan hasta 200 palabras cada uno. El Consejo Editorial puede traducir el "abstract", para hacer el Resumen en trabajos de autores que no tienen fluencia en portugués.

Texto – iniciar en una nueva página de acuerdo con secuencia presentada a seguir: Introducción, Materiales y Métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos y Referencias Bibliográficas. Estas secciones pueden ser omitidas en trabajos relacionados con la descripción de nuevos taxones, cambios nomenclaturales o similares. La sección Resultados puede ser agrupada con Discusión cuando se considere pertinente. Las secciones (Introducción, Material y Métodos etc.) y subtítulos deberán ser escritas en negritas. Las figuras y las tablas se deben numerar en arábigo de acuerdo con la secuencia en que las mismas aparezcan en el texto. Las citaciones de referencias en el texto deben seguir los ejemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para tres o mas autores o (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Las referencias a datos todavía no publicados o trabajos sometidos a publicación deben ser citados conforme al ejemplo: (R.C. Vieira, com. pers. o R.C. Vieira obs. pers.). Cite resúmenes de trabajos presentados en Congresos, Encuentros y Simposios cuando sea estrictamente necesario.

El material examinado en los trabajos taxonómicos debe ser citado obedeciendo el siguiente orden: lugar y fecha de colección, fl., fr., bot. (para las fases fenológicas), nombre y número del colector (utilizando *et al.* cuando existan más de dos) y sigla(s) de lo(s) herbario(s) entre paréntesis, siguiendo el *Index Herbariorum*. Cuando no exista número de colector, el número de registro del espécimen, juntamente con la sigla del herbario, deberá ser citado. Los nombres de los países y de los estados o provincias deberán ser citados por extenso, en letras mayúsculas y en orden alfabética, seguidos de los respectivos materiales estudiados.

Ejemplo:

BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. y fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Para números decimales, use coma en los artículos en Portugués y Español (ejemplo: 10,5 m) y punto en artículos en Ingles (ejemplo: 10.5 m). Separe las unidades de los valores por un espacio (excepto en porcentajes, grados, minutos y segundos).

Use abreviaciones para unidades métricas del Systeme Internacional d'Unités (SI) y símbolos químicos ampliamente aceptados. Las otras abreviaciones pueden ser utilizadas, debiendo ser precedidas de su significado por extenso en la primera mención.

Referencias Bibliográficas - Todas las referencias citadas en el texto deben ser listadas en esta sección. Las referencias bibliográficas deben ser ordenadas en orden alfabético por apellido del primer autor, solo la primera letra debe estar en caja alta, seguido de todos los demás autores. Cuando exista repetición del(los) mismo(s) autor(es), el nombre del mismo deberá ser substituido por una raya; cuando el mismo autor tenga varios trabajos en un mismo año, deberán ser colocadas letras alfabéticas después de la fecha. Los títulos de revistas no deben ser abreviados.

Ejemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite tesis y disertaciones si es estrictamente necesario, o cuando las informaciones requeridas para un mejor entendimiento del texto todavía no fueron publicadas en artículos científicos.

Tablas - deben ser presentadas en blanco y negro, en el formato Word para Windows. En el texto las tablas deben estar siempre citadas de acuerdo con los ejemplos abajo:

"Apenas algunas especies presentan indumento (Tab. 1)..."

"Los resultados de los análisis fitoquímicos son presentados en la Tabla 2..."

Figuras - no deben ser inseridas en el archivo de texto. Someter originales en blanco y negro tres copias de alta resolución para fotos y ilustraciones, que también puedan ser enviadas en formato electrónico, con alta resolución, desde que sean en formato JPG o compatible con *CorelDraw* versión 9 o superior. Ilustraciones de baja calidad causaran la devolución del manuscrito. En el caso de envío de las copias impresas la numeración de las figuras, así como, textos en ellas inseridos, deben ser marcados con *Letraset* o similar en papel transparente (tipo mantequilla), pegado en la parte superior de la figura, de manera que al colocar el papel transparente sobre la figura permitiran que los detalles aparezcan en los lugares deseados por el autor. Los gráficos deben ser en blanco y negro, con excelente contraste y gravados en archivos separados en disquete (formato JPG o otro compatible con *CorelDraw 10*.). Las figuras se publican con un de máximo 15 cm de ancho x 22 cm de largo, también serán aceptas figuras del ancho de una columna - 7,2 cm. Las figuras que excedan más de dos veces estas medidas serán devueltas. Es necesario que las figuras digitalizadas tengan al menos 600 dpi de resolución.

En el texto las figuras deben ser siempre citadas de acuerdo con los ejemplos de abajo:

"Evidencia para el análisis de las Figuras 25 y 26...."

"Lindman (Fig. 3) destacó las siguientes características para las especies..."

Después de hacer las correcciones sugeridas por los asesores y siendo aceptado el artículo para publicación, el autor debe enviar la versión final del manuscrito en dos copias impresas y en una copia electrónica. Identifique el disquete con nombre y número del manuscrito.

INSTRUCTIONS TO AUTHORS

Scope

Rodriguésia, issued four times a year by the Botanical Garden of Rio de Janeiro Research Institute (Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro), publishes scientific articles and short notes in all areas of Plant Biology, as well as History of Botany and activities linked to Botanic Gardens. Articles are published in Portuguese, Spanish or English.

Submission of manuscripts

Manuscripts are to be submitted with 3 printed copies and CD-ROM to:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030
Brazil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

The maximum recommended length of the articles is 30 pages, but larger submissions may be published after evaluation by the Editorial Board. The articles are considered by the Editorial Board of the periodical, and sent to 2 referees *ad hoc*. The authors may be asked, when deemed necessary, to modify or adapt the submission according to the suggestions of the referees and the editors.

Once the article is accepted, it will be type-set and the authors will receive proofs to review and send back in 5 working days from receipt. Following their publication, the articles will be available digitally (PDF, AdobeAcrobat) at the site of the Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Guidelines

Manuscripts must be presented in *Microsoft Word* software (vs 6.0 ou more recent), with Times New Roman font size 12, double spaced. Page format must be size A4, margins 2,5 cm, justified (except in the cases explained below), printed on one side only. All pages, except the title page, must be numbered in the top right corner. Capital letters to be used only for initials, according to the language.

Latin words must be in italics (incl. genera and all other categories below generic level), and the scientific names have to be complete (genus, species and author) when they first appear in the text, and afterwards the genus can be abbreviated and the authority of the name suppressed, unless for some reason it may be cause for confusion. Names of authors to be cited according to Brummitt & Powell (1992), "Authors of Plant Names".

First page – must include title, authors, addresses, financial support, main author and contact address and abbreviated title. The title must be short and objective, expressing the general idea of the contents of the article. It must appear in bold with capital letters where relevant.

Second page – must contain a Portuguese summary (including title in Portuguese or Spanish), Abstract (including title in English) and key-words (up to 5, in Portuguese or Spanish and in English). Summaries and abstracts must contain up to 200 words each. The Editorail Board may translate the Abstract into a Portuguese summary if the authors are not Portuguese speakers.

Text – starting on a new page, according to the following sequence: Introduction, Material and Methods, Results, Discussion, Acknowledgements and References. Some of these items may be omitted in articles describing new *taxa* or presenting nomenclatural changes etc. In some cases, the Results and Discussion can be merged. Titles (Introduction, Material and Methods etc.) and subtitles must be in **bold** type. Number figures and tables in 1-10 etc., according with the sequence these occupy within the text. References within the text should be in the following forms: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) for three or more authors or (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996). Unpublished data should appear as: (R. C. Vieira, unpublished). Conference, Symposia and Meetings abstracts should only be cited if strictly necessary.

For Taxonomic Botany articles, the examined material ought to be cited following this order: locality and date of collection, phenology (fl., fr., bud), name and number of collector (using *et al.* when more than two collectors were present) and acronym of the herbaria between brackets, according to *Index Herbariorum*. When the collector's number is not available, the herbarium record number should be cited preceded by the Herbarium's acronym. Names of countries and states/provinces should be cited in full, in capital

letters and in alphabetic order, followed by the material studied, for instance:
BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Decimal numbers should be separated by comma in articles in Portuguese and Spanish (e.g.: 10,5 m), full stop in English (e.g.: 10.5 m). Numbers should be separated by space from the unit abbreviation, except in percentages, degrees, minutes and seconds.

Metric units should be abbreviated according to the Système Internacional d'Unités (SI), and chemical symbols are allowed. Other abbreviations can be used as long as they are explained in full when they appear for the first time

References – All references cited in the text must be listed within this section in alphabetic order by the surname of the first author, only the first letter of surnames in upper case, and all other authors must be cited. When there are several works by the same author, the surname is substituted by a long dash; when the same author publishes more than one work in the same year, these should be differentiated by lower case letters suffixing the year of publication. Titles of papers and journals should be in full and not abbreviated.

Examples:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

______. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

MSc and PhD thesis should be cited only when strictly necessary, if the information is as yet unpublished in the form of scientific articles.

Tables – should be presented in black and white, in the same software cited above. In the text, tables should be cited following in the examples below:

"Only a few species present hairs (Tab. 1)..."

"Results to the phytochemical analysis are presented in Table 2..."

Figures (must not be included in the file with text) - submit originals in black and white high good quality copies for photos and illustrations, or in electronic form with high resolution in format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw* vs. 10. Scripts submitted with low resolution or poor quality illustrations will be returned to the authors. In case of printed copies, the numbering and text of the figures should be made on an overlapping sheet of transparent paper stuck to the top edge of the plates, and not on the original drawing itself. Graphs should also be black and white, with good contrast, and in separate files on disk (format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw 10*). Plates should be a maximum of 15 cm wide x 22 cm long for a full page, or column size, with 7,2 cm wide and 22 cm long. The resolution for grayscale images should be 600 dpi.

In the text, figures should be cited according to the following examples:

"It is made obvious by the analysis of Figures 25 and 26...."

"Lindman (Fig. 3) outlined the following characters for the species..."

After adding modifications and corrections suggested by the two reviewers, the author should submit the final version of the manuscript electronically plus two printed copies.

ISSN 0370-6583

Rodriguésia

Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro

Volume 59 Número 4 2008

Rodriguésia

Revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro

Volume 59 Número 4 2008

INSTITUTO DE PESQUISAS
JARDIM BOTÂNICO DO RIO DE JANEIRO

Rua Jardim Botânico 1008 - Jardim Botânico - Rio de Janeiro - RJ - CEP 22460-180

ISSN 0370-6583

Indexação:
DOAJ – Directory of Open Access Journals
Index of Botanical Publications (Harvard University Herbaria)
Latindex
Referativnyi Zhurnal
Review of Plant Pathology
Ulrich's International Periodicals Directory

Edição eletrônica:
http://rodriguesia.jbrj.gov.br

Rodriguésia

A Revista Rodriguésia publica artigos e notas científicas em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Ficha catalográfica:

Rodriguésia: revista do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. -- Vol.1, n.1 (1935) - .- Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 1935-

v. : il. ; 28 cm.

Trimestral
Inclui resumos em português e inglês
ISSN 0370-6583

1. Botânica I. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro

CDD - 580
CDU - 58(01)

Editoração
Carla Molinari
Simone Bittencourt

Capa
Simone Bittencourt

Edição on-line
Renato M. A. Pizarro Drummond

Padre Leopoldo Krieger, S. V. D.
1919 – 2008

A botânica perde um dos maiores colaboradores para o estudo da flora mineira, padre Leopoldo Krieger, fundador do Herbário da Universidade Federal de Juiz de Fora (CESJ).

Leopoldo Krieger nasce em Ponta Grossa, no estado do Paraná, em 3 de dezembro de 1919, onde cursa o ensino fundamental até 1929, quando muda para o município de Antônio Carlos (MG), para realização do curso ginasial, concluído em 1936. Em seguida cursa Filosofia e Teologia no Seminário do Espírito Santo, em Santo Amaro (SP), sendo ordenado padre em 1943. Em 1944 inicia a carreira na docência, no Colégio Academia, tornando-se vice-diretor do mesmo em 1950. Entre os anos de 1952 e 1957 vive na Alemanha, onde obtém o título de doutor no Curso de História Natural da Universidade de Münster. Em 1964 é contratado pela Universidade Federal de Juiz de Fora (UFJF) para a cadeira de Fundamentos de Petrografia, Geologia e Pedologia do Curso de Geografia. No fim dessa mesma década, inicia as coletas botânicas na Serra de Ibitipoca, formando a mais importante coleção sobre a flora desta região. Em 1971, é admitido como professor assistente de Botânica do Departamento de Biologia do Instituto de Ciências Biológicas e de Geociências da UFJF, incrementando o estudo da flora das Serras Mineiras, com o apoio dos alunos do Curso de Ciências Biológicas. Em 1972 funda, com colaboradores, o Centro de Ensino Superior de Juiz de Fora, sendo seu primeiro diretor. Ainda em 1972 passa a exercer a chefia do Departamento de Biologia da UFJF. Neste mesmo ano, ingressa no projeto Campus Avançado da Universidade Federal de Juiz de Fora, em Tefé no estado do Amazonas, onde permanece até 1974, lecionando em curso para formação de professores de Biologia e realizando coletas botânicas na Floresta Amazônica, durante sua permanência nesta região. Retorna a Juiz de Fora e em 1977 obtém o grau de livre docente do Departamento de Biologia. Permanece neste local até seu falecimento, em 21 de setembro de 2008.

Apesar de ter tido uma ampla formação como naturalista, típica da época, sua paixão sempre foi a botânica. Ainda no seminário, conhece Luiz Roth, com quem inicia, nos arredores de Santo Amaro, as primeiras coletas das plantas que deram origem, mais tarde, ao herbário

que levaria seu nome. Neste, encontra-se o segundo maior acervo botânico do estado de Minas Gerais. Metade dos mais de 50.000 registros de fungos, líquens, algas, briófitas, pteridófitas, gimnospermas e angiospermas foram coletados pelo próprio padre Krieger, em vários estados do Brasil, e em países como Alemanha, Áustria e Portugal.

Entre as mais importantes coleções deste acervo destacam-se as pteridófitas, foco de seus estudos por muitos anos. Outro destaque são as coletas no Parque Estadual do Caparaó, que enriquecem a coleção de plantas mineiras.

Krieger é também o principal responsável por coligir as mais de 30.000 peças do acervo do Museu de História Natural de Juiz de Fora. As peças aí reunidas vão desde fósseis, minerais e animais taxidermizados e em via úmida, até ossos e réplicas de peças raras trazidas da Europa.

Sua contribuição para a botânica, em especial a flora mineira, é imensurável, refletida na coleção e biblioteca que formou ao longo de sua carreira e hoje matéria prima para pesquisadores.

Cumpre a nós dar continuidade a este magnífico legado, um patrimônio para toda a comunidade botânica. Um legado do entusiasmo de alguém que trabalhou entre as maravilhas da natureza.

Fátima Regina G. Salimena
Curadora do Herbário CESJ

Luiz Menini Neto
Centro de Ensino Superior de Juiz de Fora

Sumário/Contents

Melastomataceae das serras do município de Delfinópolis, Minas Gerais, Brasil / Melastomataceae from mountain of the municipality of the Delfinópolis, Minas Gerais, Brazil
Marina Aparecida de Oliveira e Silva & Rosana Romero 609

Chuva de sementes em uma área de vegetação de Caatinga no estado de Pernambuco / Seed rain in an area of Caatinga vegetation in Pernambuco State
Aurenívia Bonifácio de Lima, Maria Jesus Nogueira Rodal & Ana Carolina Borges Lins e Silva 649

Composição, espectro biológico e síndromes de dispersão da vegetação de um inselbergue no domínio da caatinga, Ceará / Composition, biological spectrum and dispersal syndromes of the vegetation of an Inselberg in the domain of *caatinga*, Ceará
Francisca Soares Araújo, Rosilane Ferreira Oliveira & Luiz Wilson Lima-Verde 659

Organização estrutural e ultra-estrutural das células vegetativas e da estrutura plurilocular de *Hincksia mitchelliae* (Harvey) P. C. Silva (Ectocarpales, Phaeophyceae) / Structural and ultrastructural organization of the vegetative cells and plurilocular structure of *Hincksia mitchleliiae* (Harvey) P. C. Silva (Ectocarpales, Phaeophyceae)
Luciane C. Ouriques & Zenilda L. Bouzon 673

A família Asteraceae na Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro, Perdizes, MG / Asteraceae from EPDA-Galheiro, Perdizes, MG
Eric Koiti Okiyama Hattori & Jimi Naoki Nakajima 687

Effects of pH, temperature and light intensity on spore germination and growth analysis of young sporophytes of *Polypodium lepidopteris* (Pteridophyta, Polypodiaceae) / Efeito de pH, temperatura e intensidade luminosa na germinação de esporos e análise de crescimento de esporófitos jovens de *Polypodium lepidopteris* Kunze (Pteridophyta, Polypodiaceae)
Daniela Viviani & Áurea Maria Randi 751

A new species of *Begonia* (Begoniaceae) from the Atlantic Forest of Espírito Santo, Brazil / Uma nova espécie de *Begonia* (Begoniaceae) da Mata Atlântica do Espírito Santo, Brasil
Ludovic Jean Charles Kollmann & André Paviotti Fontana 761

Sinopse de Pilotrichaceae (Bryophyta) no Brasil / Synopsis of Pilotrichaceae (Bryophyta) from Brasil
Thaís de Freitas Vaz-Imbassahy, Caio Amitrano de Alencar Imbassahy & Denise Pinheiro da Costa 765

Espécies de restinga conhecidas pela comunidade do Pântano do Sul, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil / "Restinga" species known by the Pântano do Sul local community, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil
Sara Melo, Victoria Duarte Lacerda & Natalia Hanazaki 799

A família Myrsinaceae nos contrafortes do Maciço da Tijuca e entorno do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Brasil / Family Myrsinaceae in the Maciço da Tijuca and vegetation adjacent to the Botanical Garden of Rio de Janeiro, Brazil
Maria de Fátima Freitas & Tatiana Tavares Carrijo 813

Duas espécies novas de Anthurium (Araceae) endêmicas do litoral de São Paulo, Brasil / Two new species of *Anthurium* (Araceae) endemic to the coast of São Paulo, Brazil
Marcus A. Nadruz Coelho & Eduardo Luís Martins Catharino 829

Fenologia e biologia floral de *Neoglaziovia variegata* (Bromeliaceae) na caatinga paraibana / Phenology and floral biology of *Neoglaziovia variegata* (Bromeliaceae) in the Paraíba State's 'caatinga'
Flavio Robson de Lemos Pereira & Zelma Glebya Maciel Quirino 835

Samambaias da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil: Anemiaceae, Aspleniaceae, Cyatheaceae e Lygodiaceae / Ferns of the Ecological Station of Panga, Uberlândia, Minas Gerais State, Brazil: Anemiaceae, Aspleniaceae, Cyatheaceae and Lygodiaceae
Adriana A. Arantes, Jefferson Prado & Marli A. Ranal 845

Composição florística e distribuição de epífitas vasculares em um remanescente alterado de Floresta Estacional Semidecidual no Paraná, Brasil / Floristic composition and distribution of vascular epiphytes in an altered fragment of Seasonal Semideciduous Forest in Paraná State, Brazil
Greta Aline Dettke, André Cristina Orfrini & Maria Auxiliadora Milaneze-Gutierre 859

Estudo palinotaxonômico de espécies de *Schefflera* (Araliaceae) da Região Sudeste do Brasil / Palynotaxonomic study of southeastern Brazilian species of *Schefflera* (Araliaceae)
Pedro Fiaschi, Maria Amelia Vitorino da Cruz-Barros & Angela Maria da Silva Correa 873

Henriettea e *Henriettella* (Melastomataceae, Miconieae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil / *Henriettea* and *Henriettella* (Melastomataceae; Miconieae) in Rio de Janeiro State, Brazil
Kelly Cristina da Silva & José Fernando A. Baumgratz 887

Meriania (Melastomataceae; Merianieae) no Rio de Janeiro, Brasil / *Meriania* (Melastomataceae) in Rio de Janeiro, Brazil
Berenice Chiavegatto & José Fernando A. Baumgratz 899

Morfoanatomia de espécies brasileiras de *Oxypetalum* (Asclepiadoideae–Apocynaceae) / Morpho-anatomy of Brazilian species of *Oxypetalum* (Asclepiadoideae–Apocynaceae)
Nilda Marquete F. Silva, Maria da Conceição Valente, Jorge Fontella Pereira, Gilberto Menezes Amado Filho & Leonardo R. Andrade 915

Melastomataceae das serras do município de Delfinópolis, Minas Gerais, Brasil

Marina Aparecida de Oliveira e Silva[1,2] & *Rosana Romero*[1]

Resumo

(Melastomataceae das serras do município de Delfinópolis, Minas Gerais, Brasil). Um inventário florístico foi realizado entre abril de 2002 a novembro de 2003, e mais duas expedições em novembro de 2005 e outubro de 2006 nas serras do município de Delfinópolis, a sudoeste de Minas Gerais. Todos os espécimes coletados estão depositados no *Herbarium Uberlandense* (HUFU). As Melastomataccae são representadas por 52 espécies distribuídas em 17 gêneros. *Miconia* (17 spp.) é o gênero com o maior número de espécies, seguido por *Microlicia* (7 spp.), *Leandra* e *Tibouchina* (5 spp. cada), *Svitramia* (4 spp.) e *Cambessedesia* (3 spp.). Os gêneros *Acisanthera*, *Chaetostoma*, *Clidemia*, *Comolia*, *Lavoisiera*, *Lithobium*, *Macairea*, *Marcetia*, *Ossaea*, *Pterolepis* e *Trembleya* estão representados por uma espécie cada. É apresentada uma chave de identificação para as espécies, descrições, ilustrações e dados de distribuição geográfica das espécies.

Palavras-chave: cerrado, levantamento florístico, campo rupestre.

Abstract

(Melastomataceae from mountain of the municipality of the Delfinópolis, Minas Gerais, Brazil) A floristic survey of the mountain ranges of the municipality Delfinópolis, located in the southwestern portion of Minas Gerais state, was carried through between April, 2002 to November, 2003 and two additional expeditions carried out in November, 2005 and October, 2006. All specimens are deposited at *Herbarium Uberlandense* (HUFU). The Melastomataceae are represented with 52 species distributed in 17 genera. *Miconia* (17 spp.) are the genera with the largest number of species followed by *Microlicia* (7 spp.), *Leandra* and *Tibouchina* (5 spp. each), *Svitramia* (4 spp.) and *Cambessedesia* (3 spp.). The genera *Acisanthera*, *Chaetostoma*, *Clidemia*, *Comolia*, *Lavoisiera*, *Lithobium*, *Macairea*, *Marcetia*, *Ossaea*, *Pterolepis* and *Trembleya* are represented by a single species each. Key to the species, descriptions, illustrations, distribution are given.

Key words: cerrado, floristic survey, 'campo rupestre'.

Introdução

Melastomataceae é constituída por aproximadamente 4.570 espécies distribuídas em 150 a 166 gêneros com distribuição pantropical com cerca de 3.000 espécies no neotrópico (Clausing & Renner 2001). No Brasil ocorrem cerca de 68 gêneros e mais de 1.500 espécies (Romero & Martins 2002).

Dentre as famílias de angiospermas, Melastomataceae está entre os mais importantes estudos florísticos e fitossociológicos no cerrado (Ribeiro *et al.* 1985; Munhoz 1996; Romero 1996; Mendonça *et al.* 1998; Araújo *et al.* 2002; Durigan *et al.* 2004; Siqueira *et al.* 2006) e nos campos rupestres (Giulietti *et al.* 1987; Pirani *et al.* 1994; Guedes & Orge 1998; Munhoz & Proença 1998; Romero & Martins 2002; Zappi *et al.* 2003; Matsumoto & Martins 2005; Santos & Silva 2005). Representantes da família estão presentes em praticamente todas as formações vegetacionais do cerrado com um número variável de espécies e grande diversidade de hábitos que permitem a ocupação de ambientes distintos e diversificados, com grande proporção de gêneros endêmicos (Romero & Martins 2002).

Os gêneros que mais se destacam nos campos rupestres são *Microlicia*, *Lavoisiera*, *Marcetia*, *Cambessedesia* e *Trembleya*, enquanto os gêneros *Leandra*, *Miconia*, *Ossaea* e *Tibouchina* são gêneros de distribuição ampla nas formações florestais do neotrópico (Romero & Martins 2002).

Artigo recebido em 04/2007. Aceito para publicação em 06/2008.

[1]Universidade Federal de Uberlândia, Instituto de Biologia, C.P. 593, 38400-902, Uberlândia, MG, Brasil.
[2]Autor para correspondência: marinaoliveiraesilva@yahoo.com.br

O Parque Nacional da Serra da Canastra, segunda maior unidade de conservação de Minas Gerais, apresenta 95 espécies de Melastomataceae, das quais 10 são endêmicas e com ocorrência restrita aos campos rupestres (Romero & Martins 2002). A região se situa como um entroncamento entre a Serra do Espinhaço e as Serras de Goiás, sendo que a grande maioria das espécies de Melastomataceae comuns nestas serras é típica de cerrado e campo rupestre (Romero & Martins 2002).

Parte das serras do município de Delfinópolis está dentro dos limites do Parque Nacional da Serra da Canastra, mas até o momento não foi inteiramente desapropriada pelo governo federal. A região é considerada prioritária para a realização de levantamentos florísticos, uma vez que existem diversas localidades não protegidas por nenhuma unidade de conservação e totalmente desconhecidas (Romero & Nakajima 1999; Drummond *et al.* 2005).

O presente estudo tem como objetivo apresentar as espécies de Melastomataceae que ocorrem nas serras do município de Delfinópolis, Minas Gerais.

Material e Métodos

Área de estudo

O município de Delfinópolis está a sudoeste do estado de Minas Gerais, entre as coordenadas 46°45' a 47°00'O e 20°15' a 20°30'S (Fig. 1). Sua extensão territorial é de 1.382,5 km², os relevos predominantes são o montanhoso e o ondulado com algumas áreas planas na base das serras, e as altitudes variam de 660 m.n.m. a Represa dos Peixotos a 1.332 m.n.m na Serra Água Clara (IBGE 2004). O clima é ameno do tipo Cw na classificação de Köeppen, ou seja, Temperado Chuvoso e Quente (C) e com chuvas no verão (w), temperatura média anual de 21°C, com média anual mínima de 15,5° C e máxima de 26° C e índice pluviométrico de 1.709 mm/ano (IBGE 2004).

Nas formações vegetacionais de maior destaque nas áreas de coleta foram encontrados diferentes tipos fitofisionômicos. Seguindo a terminologia utilizada por Ribeiro & Walter (1998) e Pirani *et al.* (1994), as fitofisionomias que mais se destacam no município de Delfinópolis são: 1) os campos rupestres – caracterizados pela presença dc espécies

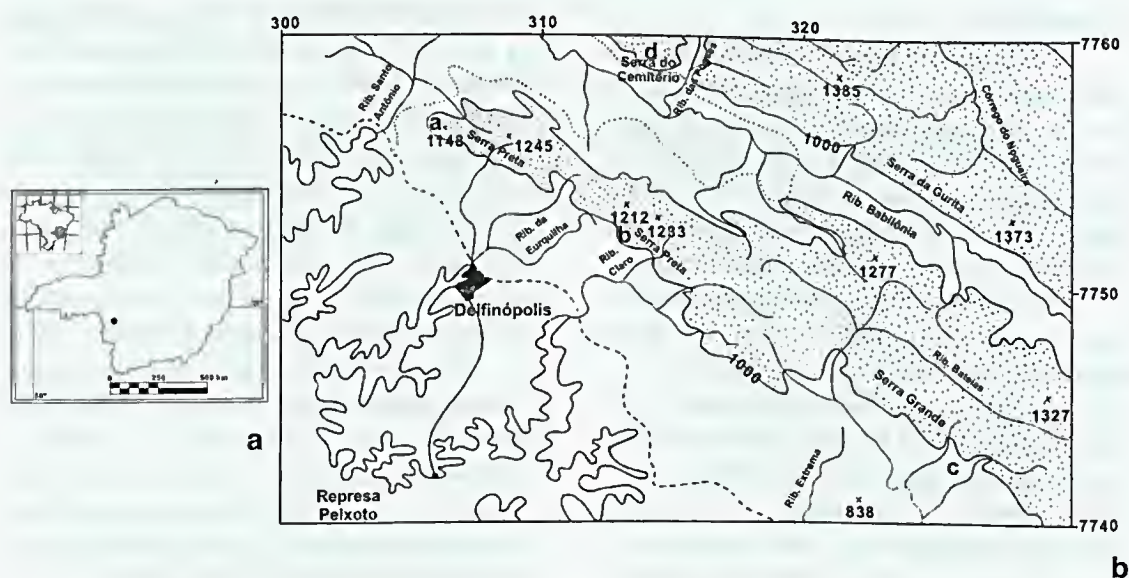



Figura 1 - a. Localização do município dc Delfinópolis, Minas Gerais; b. localização das áreas de coletas nas serras do município dc Delfinópolis. a: fazenda "Maria Concebida", rio Santo Antônio e estrada para Gurita; b: Fazenda "Paraíso", Fazenda do Sr. José Onório; c: "Paraíso Selvagem", d: Serra do Cemitério e Serra das Sete Voltas. (Fonte: adaptado de IBGE. 2ª. Ed. 1980 – Folha SF-23-V-A, escala 1:250.000)

herbáceas, arbustivas e subarbustivas, com arvoretas de até dois metros de altura, e raramente, árvores maiores, encontrados em solo litólico em altitudes, geralmente, superiores a 900 m de altitude; 2) o campo limpo – caracterizado pela presença insignificante de subarbustos no estrato herbáceo, com subtipos de acordo com as condições topográficas e edáficas do solo; 3) o campo sujo – com subarbustos entremeados ao estrato herbáceo; 4) o campo úmido – presente em locais onde o lençol freático atinge a superfície; 5) o cerrado rupestre - um subtipo de vegetação arbóreo-arbustiva com altura média de dois a quatro metros e densidade variável dependente do volume de solo, que ocorrem entre afloramentos de rocha e podem formar trechos contínuos ou mosaicos com outros tipos de vegetação; 6) matas de galeria e mata ciliar – formações florestais que ocorrem em locais mais profundos e férteis acompanhando cursos d'água; e 7) mata mesófila semidecídua – vegetação florestal situada em depressões geográficas, com ou sem a presença de cursos d'água.

Coletas botânicas

As espécies utilizadas neste trabalho são provenientes do levantamento florístico realizado em sete excursões com duração de uma semana, entre abril de 2002 e novembro de 2003, e duas excursões adicionais realizadas em novembro de 2005 e outubro de 2006. Os exemplares herborizados e identificados encontram-se depositados no *Herbarium Uberlandense* (HUFU), do Instituto de Biologia da Universidade Federal de Uberlândia.

Descrição morfológica

As descrições morfológicas das espécies foram realizadas a partir da análise das exsicatas coletadas nas serras do município de Delfinópolis, exceto as descrições de frutos e sementes de *Miconia calvescens*, frutos de *Microlicia isophylla* e flores de *Pterolepis repanda*, frutos de *Miconia chamissois* e flores de *Miconia minutiflora*, descritos a partir de coletas citadas como 'material adicional examinado'.

As descrições das estruturas vegetativas e florais foram obtidas de material herborizado, adotando a terminologia de Radford (1986). Os dados de frutificação e floração foram obtidos das etiquetas de herbário. Os dados sobre distribuição geográfica de cada espécie foram compilados da literatura existente sobre a família (Martins *et al.* 1996; Romero 1996, Romero 2000; Goldenberg 2004; Matsumoto & Martins 2005).

Resultados e Discussão

Melastomataceae está representada nas serras do município de Delfinópolis por 52 espécies distribuídas em 17 gêneros. Os gêneros encontrados são *Miconia* (17 spp.), *Microlicia* (7 spp.), *Leandra* e *Tibouchina* (5 spp. cada), *Svitramia* (4 spp.) e *Cambessedesia* (3 spp.). Os gêneros *Acisanthera*, *Chaetostoma*, *Clidemia*, *Comolia*, *Lavoisiera*, *Lithobium*, *Macairea*, *Marcetia*, *Ossaea*, *Pterolepis* e *Trembleya* estão representados por uma espécie cada.

Chave para identificação das espécies de Melastomataceae que ocorrem nas serras do município de Delfinópolis, Minas Gerais

1. Fruto cápsula.
   2. Folhas dispostas em pseudofascículos.
      3. Pétalas inteiramente amarelas .... 2. *Cambessedesia espora*
      3'. Pétalas com a metade inferior amarela e a metade superior vermelho-alaranjada.
         4. Ramos jovens verdes a vináceos; ambas as faces da folha glabras, margem inteira, revoluta .... 3. *Cambessedesia hilariana*
         4'. Ramos jovens nigrescentes; ambas as faces da folha piloso-glandulosas, margem levemente serreada, plana .... 4. *Cambessedesia regnelliana*

2'. Folhas opostas, verticiladas.
5. Flores trímeras, tetrâmeras ou hexâmeras.
6. Folhas sésseis.
7. Ambas as faces da folha e hipanto glabros, lâmina foliar com margem e nervura central calosas; flores hexâmeras; pétalas magenta; cápsula com deiscência da base para o ápice .... 8. *Lavoisiera insignis*
7'. Ambas as faces da folha e hipanto densamente hirsuto-glandulosos, canescentes, lâmina foliar com margem e nervura central lisas; flores tetrâmeras, pétalas brancas; cápsula deiscente do ápice para a base .... 16. *Marcetia taxifolia*
6'. Folhas pecioladas.
8. Ervas, ca. 10 cm alt.
9. Flores trímeras; pedicelo 5–30 mm; hipanto piloso-glanduloso; 6 estames .... 14. *Lithobium cordatum*
9'. Flores tetrâmeras; pedicelo ca. 1 mm; hipanto com tricomas penicilados; 8 estames .... 42. *Pterolepis repanda*
8'. Subarbustos ou arbustos, 0,5–2 m alt.
10. Pétalas púrpuras; estames antepétalos com apêndice ventral de 0,3-0,5 mm compr., bilobado; estilete 15–18 mm compr. .... 7. *Comolia stenodon*
10'. Pétalas lilases com a base creme; estames inapendiculados ventralmente; estilete 4–12 mm compr. .... 15. *Macairea radula*
5'. Flores pentâmeras.
11. Nervuras paralelódromas; hipanto com estrias calosas, cálice com coroa de cerdas rígidas .... 5. *Chaetostoma pungens*
11'. Nervuras acródromas; hipanto liso, cálice sem coroa de cerdas rígidas.
12. Ápice do ovário glabro.
13. Pétalas creme; ovário 5-locular .... 52. *Trembleya phlogiformis*
13'. Pétalas brancas, róseas, lilases, púrpuras ou magenta; ovário 3-locular.
14. Folhas com pecíolo 2-4 mm compr.; pedicelo 3-4 mm compr.; pétalas lilases .... 1. *Acisanthera alsinaefolia*
14'. Folhas sésseis ou com pecíolo 0,5–1 mm compr.; pedicelo 1–2,5 mm compr.; pétalas brancas, róseas, púrpuras ou magenta.
15. Pétalas brancas ou róseas .... 35. *Microlicia euphorbioides*
15'. Pétalas púrpuras ou magenta.
16. Ambas as faces da folha e hipanto com tricomas glandulares sésseis e pedicelados.
17. Lâmina foliar com margem inteira; pedicelo ca. 2 mm compr.; hipanto oblongo .... 34. *Microlicia canastrensis*
17'. Lâmina foliar com margem crenulada; pedicelo ca. 1 mm compr.; hipanto campanulado .... 38. *Microlicia inquinans*
16'. Ambas as faces da folha e hipanto com tricomas glandulares sésseis, desprovidos de tricomas glandulares pedicelados.
18. Estames antepétalos e ante-sépalos com filetes e anteras amarelos.
19. Indumento dos ramos e de ambas as faces da folha viloso; lâmina foliar com margem ciliado-glandulosa .... 36. *Microlicia fasciculata*

19'. Indumento dos ramos e ambas as faces da folha hirsuto; lâmina foliar com margem longo ciliada, não glandulosa ....40. *Microlicia polystemma*

18'. Estames antepétalos com filetes púrpuras e anteras amarelas; estames ante-sépalos com filetes e anteras púrpuras.

20. Folhas sésseis, margem da lâmina foliar inteira, não ciliada, 1–2 pares de nervuras acródromas basais ....39. *Microlicia isophylla*

20'. Folhas com pecíolo ca. 0,5 mm compr., margem da lâmina foliar ciliada, nervuras acródromas ausentes .... 37. *Microlicia fulva*

12'. Ápice do ovário com indumento variado, nunca glabro.

21. Inflorescência em dicásio.

22. Pétalas brancas.

23. Ramos, ambas as faces da folha e hipanto glabros .... 46. *Svitramia* sp. nov.

23'. Ramos, ambas as faces da folha e hipanto com tricomas ....44. *Svitramia integerrima*

22'. Pétalas magenta.

24. Ramos e ambas as faces da folha com tricomas glandulares sésseis .... 43. *Svitramia hatschbachii*

24'. Ramos e ambas as faces da folha com tricomas adpresso-setosos .... 45. *Svitramia pulchra*

21'. Inflorescência em panícula, raro flores solitárias.

25. Árvores 2,5–5 m alt.; 1–2 pares de nervuras acródromas suprabasais .... 49. *Tibouchina candolleana*

25'. Arbustos ou subarbustos, 0,4–1,5 m alt.; 2–3 pares de nervuras acródromas basais.

26. Hipanto e lacínias do cálice com tricomas lepidotos; conectivo 2,5–5 mm compr.; estigma punctiforme......................... 47. *Tibouchina aegopogon*

26'. Hipanto e lacínias do cálice com tricomas seríceos, setoso-seríceos ou estrigosos; conectivo 0,5-1 mm compr.; estigma truncado.

27. Hipanto campanulado; filetes glabros; estilete glabro ....50. *Tibouchina gracilis*

27'. Hipanto oblongo; filetes com a metade inferior piloso-glandulosa; estilete setoso-seríceo.

28. Pecíolo 3–5 mm compr.; estilete ca. 8 mm compr. .... 48. *Tibouchina bergiana*

28'. Pecíolo 10–25 mm compr.; estilete 4–5 mm compr. ....51. *Tibouchina heteromalla*

1'. Fruto baga.

29. Planta glutinosa, tricomas glandulares; hipanto urceolado; ovário 5-locular .... 6. *Clidemia urceolata*

29'. Planta não glutinosa, desprovida de tricomas glandulares; hipanto oblongo, campanulado a oblongo-campanulado; ovário (2)3–4-locular.

30. Inflorescências em cimeiras glomeriformes, axilares...... 41. *Ossaea congestiflora*

30'. Inflorescências em panículas, terminais ou laterais.

31. Pétalas lanceoladas, raro lineares, de ápice agudo ou acuminado.

32. Dois pares de nervuras acródromas suprabasais; flores hexâmeras; 12 estames; ovário 4-locular .... 12. *Leandra melastomoides*

32'. Três a quatro pares de nervuras acródromas basais; flores pentâmeras; 10 estames; ovário 3-locular.

33. Lâmina foliar com base arredondada; estilete 12–12,5 mm compr.

34. Pecíolo 15–44 mm compr., face abaxial da folha vilosa, entremeada com tricomas dendríticos de superfície lisa, margem denteada; ovário com tricomas dendríticos no ápice .... 11. *Leandra lacunosa*

34'. Pecíolo 0,5–3,5 mm compr., face abaxial da folha híspido-estrigosa, entremeada com tricomas dendríticos de superfície rugosa, margem serreada; ovário com tricomas adpresso-setosos no ápice .... 10. *Leandra coriacea*

33'. Lâmina foliar com base subcordada; estilete 8,5–11 mm compr.

35. Arbustos, 1–1,5 m alt.; Panículas de glomérulos, 1,5–12 cm compr.; hipanto viloso, entremeado com tricomas dendríticos de ramificações curtas .... 9. *Leandra aurea*

35'. Subarbustos, ca. 0,6 m alt.; Panículas nunca de glomérulos, 14–20 cm compr.; hipanto híspido-estrigoso, desprovido de tricomas dendríticos .... 13. *Leandra polystachya*

31'. Pétalas ovais, obovais ou oval-oblongas, ápice arredondado, retuso ou subretuso.

36. Panículas de ramos escorpióides.

37. Indumento dos ramos, ambas as faces da folha e hipanto tomentoso-dendrítico, furfuráceo-dendrítico ou lepidoto-dendrítico.

38. Pecíolo 20–60 mm compr., estriado; panículas 12–29 cm compr.; ovário glabro .. .. 25. *Miconia ferruginata*

38'. Pecíolo 9–19 mm compr., não estriado; panículas 4–8 cm; ovário com tricomas dendríticos no ápice .... 22. *Miconia cubatanensis*

37'. Indumento dos ramos e hipanto lanoso ou tomentoso, nunca tomentoso-dendrítico, furfuráceo-dendrítico ou lepidoto-dendrítico.

39. Pétala com margem ciliado-glandulosa; estilete 8,5–9 mm compr. estigma truncado ....24. *Miconia fallax*

39'. Pétalas com margem inteira; estilete 5,5–6 mm compr., estigma capitado......... .... 18. *Miconia albicans*

36'. Panícula de ramos nunca escorpióides.

40. Panículas de glomérulos.

41. Dois pares de nervuras acródromas basais; ovário com tricomas glandulares no ápice .... 19. *Miconia calvescens*

41'. Dois a quatro pares de nervuras acródromas suprabasais; ovário glabro ou com tricomas dendríticos ou setosos, nunca tricomas glandulares.

42. Flores tetrâmeras .... 29. *Miconia pepericarpa*

42'. Flores pentâmeras.

43. Margem da lâmina foliar inteira, não ciliada .... 21. *Miconia chartacea*

43'. Margem da lâmina foliar serreada ou denteada, ciliada.

44. Pecíolo 22–70 mm compr.; nervuras 20–70 mm suprabasais; ovário adpresso-setoso no ápice; estilete 7,5–9 mm compr. ....30. *Miconia pseudonervosa*

44'. Pecíolo 4–7 mm compr.; nervuras 3-5 mm compr. suprabasais; ovário glabro; estilete ca. 4 mm compr. .. 6. *Miconia ibaguensis*

40'. Panículas nunca de glomérulos.

45. Ramos e ambas as faces da folha glabros.

46. Lâmina foliar com margem serreada; anteras com 4 poros; ovário 2-locular .... 33. *Miconia theaezans*
46'. Lâmina foliar com margem inteira; anteras com 1 poro; ovário 3-locular .... 20. *Miconia chamissois*

45'. Ramos e ambas as faces da folha com indumento.
47. Dois pares de nervuras acródromas basais.
48. Indumento dos ramos e face abaxial das folhas ferrugíneo; ovário 3-locular.
49. Panículas 5–8 cm compr.; pétala com margem não ciliada .... 27. *Miconia ligustroides*
49'. Panículas 10,5–18 cm compr.; pétala com margem ciliado-glandulosa .... 31. *Miconia rubiginosa*
48'. Indumento dos ramos e face abaxial das folhas nunca ferrugíneos; ovário 4-locular.
50. Ápice da lâmina foliar agudo-apiculado; anteras com poro diminuto .... 17. *Miconia affinis*
50'. Ápice da lâmina foliar longo-acuminado; anteras com poro amplo .... 28. *Miconia minutiflora*
47'. Dois pares de nervuras acródromas suprabasais.
51. Lâmina foliar 8,5–13 × 2–3,5 cm; domácias foliares presente; conectivo ca. 5 mm prolongado abaixo das tecas .... 32. *Miconia sellowiana*
51'. Lâmina foliar 14–30 × 6,5–9,5 cm; domácias foliares ausente; conectivo ca. 3 mm prolongado abaixo das tecas .... 23. *Miconia elegans*

1. *Acisanthera alsinaefolia* (Mart. & Schrank *ex* DC.) Triana, Trans. Linn. Soc. London 28(1): 34. 1871. Fig. 2 a-b

Ervas, ca. 30 cm ou subarbustos, ca. 60 cm alt. Ramos quadrangulares. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice piloso-glanduloso, tricomas glandulares pedicelados. Folhas opostas, pecíolo 2–4 mm compr.; lâmina 17–27 × 10–18 mm, discolor, oval a lanceolada, ápice agudo a levemente acuminado, base arredondada, margem inteira, 2 pares de nervuras acródromas basais, proeminentes na face abaxial, impressas na face adaxial. Dicásios 5–12 cm compr., terminais e axilares; brácteas 4–10 × 1–4 mm, oblongas a elípticas, ápice agudo-apiculado, margem ciliado-glandulosa. Flores 5-meras; pedicelo 3–4 mm compr.; hipanto 4,5–5,5 × 3 mm, campanulado; lacínias do cálice 4,5–6 × 0,5–1 mm, persistentes, triangulares a lineares, ápice agudo, terminando em um tricoma glandular pedicelado; pétalas 11–12 × 3–5 mm, lilases, obovais, ápice agudo-arredondado, margem esparsamente ciliado-glandulosa; estames 10, desiguais, filetes glabros, anteras oblongas, levemente curvas, uniporosas; estames antepétalos com filetes ca. 5 mm compr., amarelos, anteras 5–6,5 × 0,5–1 mm, amarelas, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral ca. 0,2 mm compr., bituberculado; estames ante-sépalos com filetes 5–7,5 mm compr., amarelos, ápice arroxeado, anteras 7–7,5 × 0,5–1 mm, purpúreas, conectivo 2–2,5 mm compr. prolongado, apêndice ventral 0,5–1 mm compr., bituberculado; ovário 3-locular, livre, glabro; estilete 11,5–13 mm, metade inferior amarela, metade superior púrpura, filiforme, glabro, estigma puntiforme. Cápsula 4–5 × 4 mm, castanha; sementes 0,5–1 × 0,5 mm, piramidais, superfície papilosa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 11.IV.2002, fl., *R. A. Pacheco et al. 155* (HUFU); *idem*, 5.XII.2002, fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 383* (HUFU); *idem*, 5.XII.2002, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 399* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Cachoeira Triângulo, 6.XII.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3354* (HUFU); *idem*, 12.III.2003, fl. e fr., *R. L. Volpi et al. 544* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha

para Cachoeira Triângulo, 13.III.2003, fl. e fr., *R. Romero et al. 6748* (HUFU).

Acisanthera alsinaefolia ocorre nos estados de São Paulo, Rio de Janeiro, Minas Gerais, Goiás e Mato Grosso do Sul. Esta espécie é encontrada em campo úmido, campo rupestre e cerrado rupestre das serras de Delfinópolis. Coletada com flores em março, maio e dezembro, e com frutos em março e dezembro.

2. *Cambessedesia espora* subsp. ***ilicifolia*** (DC.) A. B. Martins, Acta Bot. Bras. 9(1): 148. 1995. Fig. 2 c

Ervas ou subarbustos, ca. 50 cm alt. Ramos simples ou ramificados, subcilíndricos, decorticantes, áfilos para a base. Indumento dos ramos setoso-dendrítico, faces adaxial e abaxial das folhas e bractéolas glabras, do hipanto e lacínias do cálice piloso-glanduloso, tricomas glandulares esparsos. Folhas em pseudofascículos, sésseis ou pecíolo ca. 0,5 mm compr.; lâmina 1,5–3,5 × 0,5–3 mm, concolor, oval a cordiforme, ápice agudo-acuminado, base arredondada a subauriculada, margem inteira ou levemente serreada, 2 pares de nervuras acródromas basais, par marginal inconspícuo, impressas na face adaxial e proeminentes na face abaxial. Bractéolas 1,5–2,5 × 1–2 mm, cordiformes, ápice agudo-acuminado, margem ciliado-glandulosa. Flores 5-meras, solitárias, terminais ou axilares; pedicelo 0,5–1,5 mm compr.; hipanto 2,5–3,5 × 2–3 mm, 10-estriado, campanulado; lacínias do cálice 1–3 × 2–2,5 mm, triangulares, ápice acuminado, margem inteira; pétalas 3,5–4,5 × 2–2,5 mm, amarelas, oblongas a elípticas, ápice acuminado, margem não ciliada ou raramente ciliado-glandulosa; estames 10, subiguais, amarelos, filetes 3–4 mm compr., glabros ou com tricomas glandulares esparsos na metade inferior, anteras 2,5–4 × 0,5 mm, oblongas, curvas, uniporosas, conectivo espessado no dorso, não prolongado abaixo das tecas; ovário 3-locular, livre, com tricomas glandulares esparsos no ápice; estilete ca. 9 mm compr., amarelo, filiforme, levemente curvo no ápice, tricomas glandulares na metade inferior, estigma punctiforme. Cápsula 2,5–3,5 × 2–3,5 mm, castanha; sementes ca. 1 × 0,5 mm, curvas, superfície tuberculada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 8.X.2002, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 169* (HUFU); Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fl. e fr., *J.N. Nakajima et al. 3192* (HUFU); Estrada para a Gurita, 3.XII.2002, fl. e fr., *R. L. Volpi et al. 284* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Cachoeira Triângulo, 13.III.2003, fl. e bot., *R. Romero et al. 6745* (HUFU); *idem*, 23.X.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 741* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 14.IX.2004, fl. e fr., *E. K. O. Hattori et al. 415* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl. e fr., *J. N. Nakajima et al. 3844* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl., *R. Romero et al. 7100* (HUFU).

Cambessedesia espora subsp. *ilicifolia* ocorre nos estados do Paraná, São Paulo, Minas Gerais, Mato Grosso, Goiás e no Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis, esta espécie ocorre em campo rupestre, cerrado rupestre e, ocasionalmente, em campo sujo com solo pedregoso. Coletada com flores em março e com flores e frutos em setembro, outubro e dezembro.

3. *Cambessedesia hilariana* (Kunth.) DC., Prodomus 3: 111. 1828.

Ervas, 10–20 cm alt., ou subarbustos, ca. 30 cm alt. Ramos quadrangulares, jovens verdes a vináceos, adultos decorticantes, áfilos para a base. Ramos e hipanto glabros ou com tricomas glandulares esparsos, faces adaxial e abaxial das folhas e lacínias do cálice glabras. Folhas em pseudofascículos, sésseis ou pecíolo 0,5–1 mm compr.; lâmina 1,5–7,5 × 0,5–2,5 mm, concolor, oblongo-lanceolada a oboval, ápice agudo a arredondado, base atenuada, margem inteira, revoluta, 1 par de nervuras acródromas basais, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Dicásios simples ou reduzidos, ou flores solitárias, terminais ou axilares; bractéolas 2–4 mm compr., cordiformes, ápice agudo, margem inteira ou levemente denteada, ciliado-glandulosa no ápice. Flores 5-meras; pedicelo 0,5–1 mm compr.; hipanto 3,5–5 × 2–3 mm, 10-estriado, oblongo; lacínias do cálice 1–2,5 × 1–2 mm,

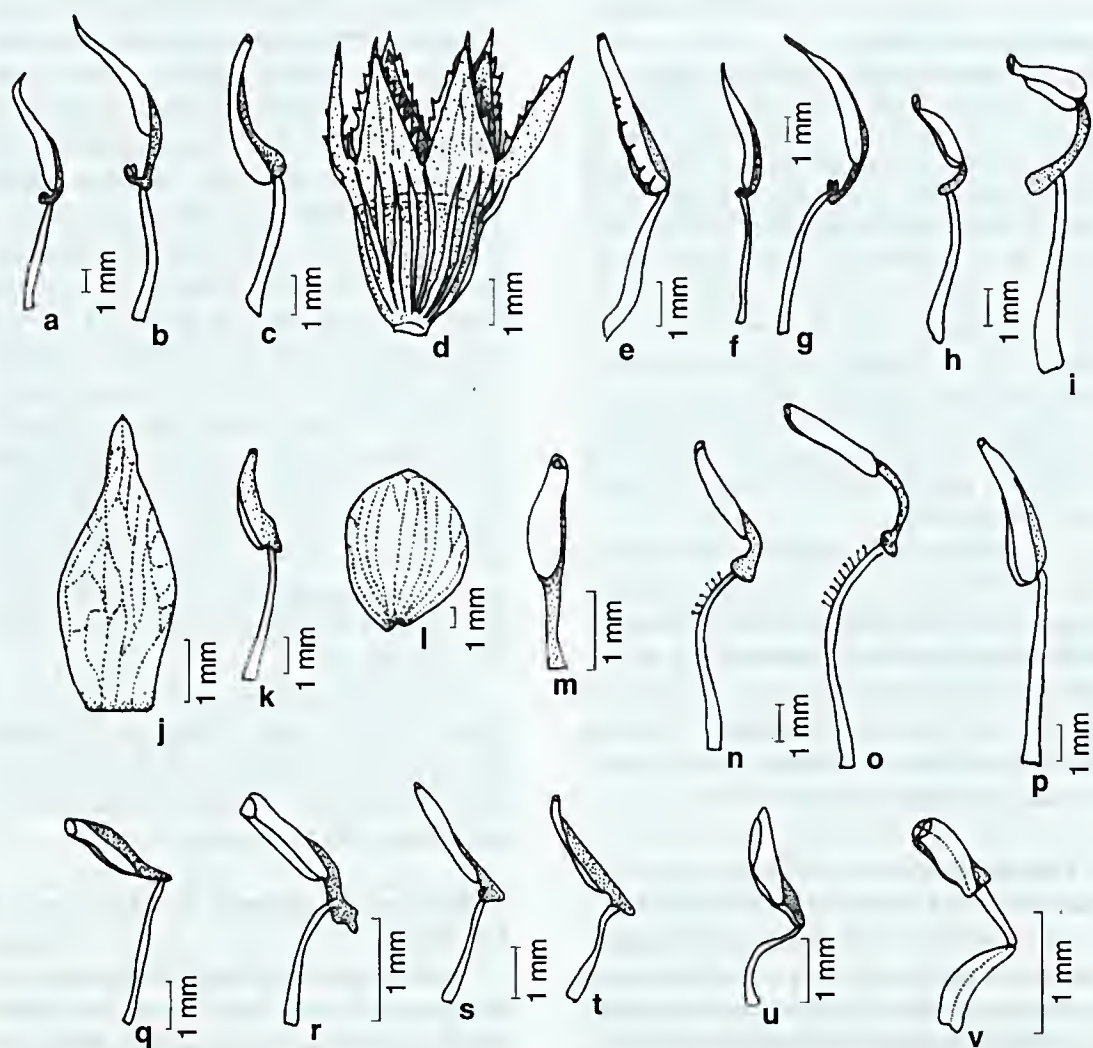



Figura 2 – a-b. *Acisanthera alsinaefolia* – a. estame antepétalo; b. estame ante-sépalo (*Romero 6748*). c. *Cambessedesia espora* subsp. *ilicifolia* – c. estame (*Romero 6745*). d. *Chaetostoma pungens* – d. hipanto (*Romero 6676*). e. *Clidemia urceolata* – e. estame (*Romero 6991*). f-g. *Comolia stenodon* – f. estame antepétalo; g. estame ante-sépalo (*Romero 6454*). h-i. *Lavoisiera insignis* – h. estame antepétalo; i. estame ante-sépalo (*Nakajima 3658*). j-k. *Leandra aurea* – j. pétala; k. estame (*Nakajima 3184*). l-m. *Lithobium cordatum* – l. pétala; m. estame (*Nakajima 3514*). n-o. *Macairea radula* – n. estame antepétalo; o. estame ante-sépalo (*Romero 7273*). p. *Marcetia taxifolia* – p. estame (*Nakajima 3204*). q. *Miconia chartacea* – q. estame (*Nakajima 3321*). r. *M. minutiflora* – r. estame (*Mota 118*). s-t. *M. rubiginosa* – s. estame antepétalo; t. estame ante-sépalo (*Romero 6369*). u. *M. sellowiana* – u. estame (*Nakajima 3564*). v. *M. theaezans* – v. estame (*Nakajima 3803*).

lanceoladas a cordiformes, ápice agudo-acuminado; pétalas 4–6 × 2–3,5 mm, metade inferior amarela, metade superior vermelho-alaranjada, elípticas, ovais ou obovais, ápice agudo a levemente acuminado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, amarelos, filetes glabros ou com tricomas glandulares na metade inferior, anteras oblongas, uniporosas, conectivo espesso no dorso, não prolongado abaixo das tecas; estames antepétalos com filetes 3,5–5,5 mm compr., anteras 3–3,5 × 0,5 mm; estames ante-sépalos com filetes 4–6,5 mm compr., anteras 5–6,5 × 0,5–1 mm; ovário 3-locular, livre, tricomas glandulares esparsos no ápice; estilete 8–9 mm compr., amarelo, filiforme, levemente curvo no ápice, tricomas glandulares na metade inferior, estigma punctiforme. Cápsula 5,5–10 × 2,5–7 mm,

castanha; sementes 0,5–1 × 0,5 mm, curvas, superfície tuberculada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 8.X.2002, fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 213* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.X.2002, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6423* (HUFU); *idem*, 5.XII.2002, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 403* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl., fr., bot., *R. A. Pacheco et al. 475* (HUFU); *idem*, 26.XI.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6962* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para a cachoeira Salto Solitário, 4.XII.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3300* (HUFU); Estrada para a Gurita, 14.V.2003, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 555* (HUFU); *idem*, 8.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7270* (HUFU).

Cambessedesia hilariana ocorre nos estados do Paraná, São Paulo, Minas Gerais, Goiás, Bahia, Pernambuco, Piauí e no Distrito Federal. Esta espécie é encontrada em campo rupestre e, ocasionalmente, em cerrado rupestre das serras de Delfinópolis. Coletada com flores e frutos nos meses de março, maio, outubro, novembro e dezembro.

4. *Cambessedesia regnelliana* Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(3): 19. 1883.

Subarbustos, ca. 0,4 m alt. Ramos ramificados, quadrangulares, jovens nigrescentes, decorticantes, áfilos para a base. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, bractéolas e ápice do hipanto piloso-glanduloso, tricomas glandulares esparsos. Folhas em pseudofascículos, sésseis ou pecíolo 0,5–1,5 mm compr.; lâmina 5–9 × 2–5 mm, discolor, elíptica a oval, raramente oboval, ápice agudo, base atenuada, margem levemente serreada, ciliado-glandulosa, 1 par de nervuras acródromas basais, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Dicásios, simples ou reduzidos, terminais; bractéolas 2,5–4 × 3–3,5 mm, cordiformes, ápice apiculado-glandular, margem ciliado-glandulosa. Flores 5-meras; pedicelo 0,5–1 mm compr.; hipanto 3–3,5 × 2,5–3,5 mm, 10-estriado, campanulado; lacínias do cálice 1–4 × 2–2,5 mm, ovais a cordiformes, ápice agudo-acuminado, margem inteira ou levemente crenada, ciliado-glandulosa; pétalas 5–7 × 4 mm, metade inferior amarela, metade superior vermelho-alaranjada, elípticas, ovais ou obovais, ápice agudo a levemente acuminado, margem ciliado-glandulosa no ápice; estames 10, desiguais, amarelos, filetes glabros, anteras oblongas, uniporosas, tecas prolongadas abaixo do conectivo, conectivo espessado no dorso; estames antepétalos com filetes 3,5–4 mm compr., anteras 3–2,5 × 0,5 mm; estames ante-sépalos com filetes 4,5–6,5 mm compr., anteras 4,5–5 × 0,5 mm; ovário 3-locular, livre, tricomas glandulares esparsos no ápice; estilete 9,5–10 mm compr., amarelo, filiforme, levemente curvo no ápice, tricomas glandulares na metade inferior, estigma punctiforme. Cápsula 5–6 × 3,5–4,5 mm, castanha; sementes 0,5–1 × 0,5 mm, curvas, superfície tuberculada.

Material examinado: Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3205* (HUFU).

Cambessedesia regnelliana ocorre nos campos rupestres dos estados de São Paulo, Minas Gerais e Goiás. Nas serras de Delfinópolis ocorre somente em campo rupestre. Coletada com flores e frutos em outubro.

5. *Chaetostoma pungens* DC., Prodromus 3: 112. 1828. Fig. 2 d

Subarbustos, 20–40 cm alt. Ramos cespitoso, cilíndricos, decorticantes, áfilos para a base. Ramos glabros ou com tricomas glandulares esparsos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice glabros. Folhas opostas, sésseis; lâmina 3–9,5 × 0,5–2 mm, concolor, lanceolada a triangular, ápice acuminado, curto-apiculado, base semiamplexicaules, margem calosa, inteira a levemente serreado-ciliada, 2–3 pares de nervuras, paralelódromas, nervura central calosa, demais tênues e inconspícuas, levemente impressas na face abaxial. Flores 5-meras, solitárias, terminais e axilares; sésseis ou pedicelo 0,5–1 mm compr.; hipanto 3–4 × 2–2,5 mm, oblongo-campanulado, estrias calosas proeminentes, cálice com coroa de cerdas rígidas; lacínias do cálice 2,5–5 × 0,5–1 mm, triangular-lanceoladas, ápice acuminado, apiculado, margem calosa, serrilhado-ciliada; pétalas 6–13 × 4–6 mm, magenta, obovais,

ápice assimétrico, levemente apiculado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, filetes amarelos, glabros, anteras amarelas, linear-oblongas, ápice atenuado, uniporosas; estames antepétalos com filetes 3–4 mm compr., anteras 2,5–4 × 0,5 mm, conectivo ca. 1 mm compr. prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral ca. 0,3 mm compr., levemente bituberculado; estames ante-sépalos com filetes 4,5–5,5 mm compr., anteras 4,5–5,5 × 1 mm, conectivo 0,5–1 mm compr. prolongado, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., bituberculado; ovário 3-locular, livre, glabro; estilete 5–8 mm compr., magenta, ereto, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 3–5 × 2–4 mm, atropurpúrea; sementes 0,5–1 × 0,5 mm, curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.IV.2002, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 104* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 472* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl. e fr., *R.A. Pacheco et al. 473* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 489* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 12.III.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 585* (HUFU); *idem*, 17.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 678* (HUFU); *idem*, 17.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 712* (HUFU). Fazenda Paraíso, trilha para Cachoeira Triângulo, 13.III.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6738* (HUFU); Estrada para a Gurita, 7.X.2002, fr., *R. Romero et al. 6399* (HUFU); *idem*, 9.III.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6676* (HUFU); *idem*, 14.V.2003, fr., *R. A. Pacheco et al. 550* (HUFU).

Chaetostoma pungens ocorre nos estados do Paraná, São Paulo, Minas Gerais e Bahia. Esta espécie é encontrada principalmente em campos rupestres e, ocasionalmente, em cerrado rupestre e campo limpo com solo arenoso-pedregoso das serras de Delfinópolis. Espécie coletada com flores e frutos nos meses de março, abril e maio e com frutos em outubro.

6. *Clidemia urceolata* DC., Prodromus 3:158. 1828. Fig. 2 e

Subarbustos, ca. 0,4 m alt., ou arbustos, 0,8–1,5 m alt., glutinosos. Ramos cilíndricos. Ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, brácteas, hipanto e lacínias do cálice densamente revestidas de tricomas dendríticos e setoso-glandulares, cabeça glandular amarela. Folhas opostas, pecíolo 1–2 mm compr.; lâmina (6–)13,5–16,5 × 3–8 cm, discolor, oval-lanceolada, ápice agudo-acuminado, base cordada, margem levemente denteada, ciliado-glandulosa, 2–3 pares de nervuras acródromas basais, par marginal inconspícuo, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas 2–7,5 cm compr., axilares; brácteas 3–4 × 0,5 mm, linear-triangulares, ápice apiculado. Flores 5-meras; pedicelo 0,5–1 mm compr.; hipanto 5–5,5 × 3–4 mm, urceolado; cálice com lacínias internas 2,5–3 × 2,5–3 mm, ovais, ápice arredondado, margem ciliada, unidas na base, lacínias externas 2–2,5 × 0,5–1 mm, linear-triangulares, ápice apiculado; pétalas 5–6 × 3–4 mm, branco-translúcidas, obovais, ápice arredondado, emarginado, margem não-ciliada; estames 10, subiguais, creme, filetes 3–4 mm compr., glabros, anteras 3–4 × 0,5 mm, oblongas, curvas, uniporosas, conectivo não prolongado abaixo das tecas, inapendiculado; ovário 5-locular, livre, glabro; estilete 5–6 mm compr., creme, reto, glabro, estigma truncado. Baga 4–7 × 3–6 mm, nigrescente; sementes 0,5–1 × 0,5 mm, curvas, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 5.XII.2002, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 361* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 497* (HUFU); *idem*, 15.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 630* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7287* (HUFU). Paraíso Selvagem, trilha para mata do Canyon, 22.X.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3562* (HUFU); Fazenda do Sr. José Onório, estrada para 'Escada de Pedras', 26.XI.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6991* (HUFU); *idem*, 29.XI.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3770* (HUFU).

Clidemia urceolata apresenta ampla distribuição, ocorrendo desde a América Central até o sudeste do Brasil. Nas serras de Delfinópolis, esta espécie ocorre em campo rupestre, cerrado rupestre, borda de mata de galeria e de mata mesófila semidecídua. Coletada com flores e frutos nos meses de março, maio, outubro, novembro e dezembro.

7. *Comolia stenodon* (Naudin) Triana, Trans. Linn. Soc. 28(1): 37. 1871. Fig. 2 f-g

Arbustos ou subarbustos, 0,5–1 m alt. Ramos subquadrangulares, decorticantes, áfilos para a base. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, brácteas, hipanto e lacínias do cálice hirsuto-glanduloso. Folhas opostas, pecíolo 2–10 mm compr.; lâmina 1–5 × 5–2,5 cm, concolor, oval, raramente lanceolada, ápice agudo, curto-apiculado, base arredondada, margem ciliado-glandulosa, 2 pares de nervuras acródromas basais, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Dicásios simples 2–3,5 cm compr., ou flores solitárias, axilares; brácteas 2–3 × 0,5–1 mm, oblongas, ápice agudo-acuminado, margem ciliado-glandulosa; Flores 4-meras; pedicelo 2–3 mm compr.; hipanto 4–6 × 4 mm, oblongo-campanulado; lacínias do cálice 8–10 × 1–2 mm, linear a oblongas, ápice agudo-acuminado, margem ciliado-glandulosa; pétalas 15–16 × 7–10 mm, púrpuras, elípticas, ápice agudo a acuminado, margem ciliado-glandulosa no ápice; estames 8, desiguais, filetes purpúreos, glabros, ou com tricomas glandulares esparsos, anteras amarelas com a base púrpura, ápice atenuado, uniporosas, conectivo púrpura; estames antepétalos com filetes 7–7,5 mm compr., anteras 5–7 × 0,5 mm, conectivo ca. 1 mm compr. prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral 0,3–0,5 mm compr, bilobado; estames ante-sépalos com filetes ca. 10 mm compr., anteras 6,5–8 × 1 mm, conectivo 3–4 mm compr. prolongado, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., biauriculado; ovário 4-locular, livre, glabro; estilete 15–18 mm compr., metade inferior amarela, metade superior púrpura, filiforme, curvo no ápice, glabro ou com tricomas glandulares esparsos, estigma punctiforme. Cápsula 4–7 × 4–5 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1 × ca. 0,5 mm, curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 11.IV.2002, fr., *R. A. Pacheco et al. 162* (HUFU); *idem*, 11.X.2002, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6454* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7295* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para cachoeira Salto Solitário, 4.XII.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3327* (HUFU);

Comolia stenodon ocorre somente no estado de Minas Gerais, nas regiões sudoeste e central do estado. Nas serras de Delfinópolis ocorre em campo rupestre, capão de mata e afloramentos rochosos em mata de galeria. Coletada com flores e frutos de outubro a dezembro e com frutos no mês de abril.

8. *Lavoisiera insignis* DC., Prodromus 3:103. 1828. Fig. 2 h-i

Arbustos ou subarbustos, 30–70 cm alt., eretos. Ramos ramificados, cilíndricos a subcilíndricos, decorticantes, áfilos para a base. Ramos glabros ou com tricomas glandulares esparsos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice glabros. Folhas opostas, sésseis, levemente côncavas, imbricadas; lâmina 3–11 × 2–7 mm, concolor, oval, ápice agudo, apiculado, margem calosa, ciliado-glandulosa, 1 par de nervuras acródromas basais, nervura central calosa, demais inconspícuas em ambas as faces. Flores 6-meras, solitárias, terminais; sésseis; hipanto ca. 3 × 3 mm, campanulado; lacínias do cálice 5–6 × 2–3 mm, oblongas, ápice acuminado, margem ciliado-glandulosa; pétalas 15–17 × 9–11 mm, magenta, obovais, ápice assimétrico, emarginado-acuminado, margem ciliado-glandulosa no ápice; estames 12, desiguais, filetes amarelos, glabros, anteras oval-oblongas, uniporosas, conectivo amarelo; estames antepétalos com filetes 5–5,5 mm compr., anteras 2–2,5 × 1 mm, amarelas, conectivo ca. 1 mm compr. prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., obtuso; estames ante-sépalos com filetes 5–7 mm compr., anteras 2–2,5 × 1 mm, magenta, conectivo ca. 3 mm compr. prolongado, apêndice ventral ca. 1,5 mm compr., obtuso; ovário 6-locular, adnato ao hipanto nos dois terços inferiores, glabro; estilete ca. 5,5 mm compr., amarelo, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 2–4 × 3–3,5 mm, deiscente da base para o ápice, atropurpúrea; sementes ca. 1 × 0,5 mm, curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 11.IV.2002,

fl. e fr., *R. A. Pacheco et al. 160* (HUFU); *idem*, 25.X.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3658* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 10.III.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 481* (HUFU); *idem*, 15.V.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6876* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl. e bot., *C. A. Faria et al. 62* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *E. K. O. Hattori et al. 381* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl. e fr., *R. Romero et al. 7105* (HUFU).

Lavoisiera insignis ocorre somente nas serras do Complexo Canastra, sudoeste do estado de Minas Gerais. Esta espécie ocorre em campo rupestre, campo sujo e em campo úmido associado a campo rupestre das serras de Delfinópolis. Coletada com flores e frutos nos meses de março a maio e em setembro e outubro.

9. *Leandra aurea* (Cham.) Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(4): 142. 1886.

Fig. 2 j-k

Arbustos, 1–1,5 m alt. Ramos cilíndricos a subcilíndricos, glabrescentes. Indumento dos ramos e da face adaxial das folhas estrigoso, da face abaxial das folhas, brácteas, bractéolas, hipanto e lacínias do cálice viloso, entremeados com tricomas dendríticos de ramificações curtas. Folhas opostas, pecíolo 3–13 mm compr.; lâmina 3,5–11 × 1,5–5,5 cm, discolor, oval-lanceolada, ápice acuminado, base subcordada, margem serrilhada, ciliada, 3–4 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas de glomérulos 1,5–12 cm compr., terminais; brácteas 2–2,5 × 1 mm, oval-lanceoladas a lineares, ápice agudo a acuminado, margem ciliada; bractéolas ca. 2 × 0,5 mm, oval-lanceolada, ápice agudo-acuminado, margem inteira, ciliada. Flores 5-meras, sésseis; hipanto ca. 4 × 3 mm, oblongo-campanulado; cálice com lacínias internas translúcidas, triangulares, ápice arredondado, margem ciliada, lacínias externas 2,5–3 × 0,5–1 mm, lineares, ápice agudo-acuminado, margem ciliada; pétalas ca. 4 × 1 mm, alvas, lanceoladas, ápice agudo, margem não ciliada; estames 10, subiguais, vináceos, filetes 4–4,5 mm compr., glabros, anteras 3–3,5 × 1 mm, subuladas, uniporosas; conectivo não prolongado abaixo das tecas, inapendiculado; ovário 3-locular, adnato ao hipanto nos dois terços inferiores, tricomas esparsos no ápice; estilete 9–11 mm compr., vináceo, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Baga 2–4,5 × 2–3 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1 x. 0,5 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3184* (HUFU); *idem*, 9.X.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3219* (HUFU).

Leandra aurea é amplamente distribuída no neotrópico e, no Brasil, ocorre nos estados das Regiões Sul e Sudeste, na Bahia, Goiás e Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis, esta espécie ocorre exclusivamente em campo rupestre. Coletada com flores e frutos em outubro.

10. *Leandra coriacea* Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(4):608. 1888.

Subarbustos, arbustos ou arvoretas, 0,5–2 m alt. Ramos cilíndricos, glabrescentes. Indumento dos ramos, face abaxial das folhas, brácteas, bractéolas, hipanto e lacínias do cálice híspido-estrigoso, entremeado com tricomas dendríticos, de superfície ramificada, da face adaxial das folhas densamente estrigoso. Folhas opostas, pecíolo 0,5–3,5 mm compr.; lâmina 3,5–12,5 × 2–6 cm, discolor, oval-lanceolada, ápice acuminado, base arredondada, margem serreada, ciliado-estrigosa, 3–4 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas de glomérulos 5–32 cm compr., terminais; brácteas ca. 13 × 2,5 mm, ovais, ápice agudo-apiculado, margem levemente serreada, ciliada; bractéolas 3–3,5 × 1 mm, linear-oblongas, ápice agudo-apiculado, margem ciliada. Flores 5-meras, sésseis; hipanto 5–6 × 3–4 mm, oblongo-campanulado; cálice com lacínias internas translúcidas, triangulares, ápice arredondado, margem ciliada; lacínias externas 3–4,5 × 1 mm, lineares, ápice agudo-acuminado; pétalas 6–6,5 × 2–2,5 mm, alvas, lanceoladas, ápice agudo, margem não ciliada; estames 10, subiguais, vináceos, filetes 4,5–5,5 mm compr., glabros, anteras 4–4,5 × 1 mm, lineares, uniporosas, conectivo não prolongado abaixo das tecas,

inapendiculado; ovário 3-locular, adnato ao hipanto nos dois terços inferiores, adpresso-setoso no ápice; estilete ca 12 mm compr., vináceo, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Baga 4–6 × 3–4 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1 × 0,5 mm, ovais, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 10.IV.2002, fr., *R. Romero et al. 6306* (HUFU); *idem*, 25.X.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3656* (HUFU); *idem*, 25.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3691* (HUFU); Estrada para a Gurita, 7.X.2002, fr., *R. Romero et al. 6374* (HUFU); *idem*, 13.IX.2004, fl. e bot., *E. K. O. Hatori et al. 357* (HUFU); Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3194* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.X.2002, fl. e fr., *R. Romero et al. 6415* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3817* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *E. K. O. Hatori et al. 409* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl. e bot., *C. A. Faria et al. 36* (HUFU); *idem*, 9.XI. 2005, fl. e fr., *R. Romero et al. 7286* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fr., *R. Romero et al. 7300* (HUFU); *idem*, 5.XII.2002, fl. e fr., *R. L. Volpi et al. 356* (HUFU); *idem*, 5.XII.2002, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 390* (HUFU); *idem*, 5.XII.2002, fl. e fr., *R. L. Volpi et al. 395* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para mata do Canyon, 22.X.2003, bot., *J. N. Nakajima et al. 3545* (HUFU); *idem*, 22.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3554* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 23.X.2003, fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 742* (HUFU); *idem*, 23.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3592* (HUFU).

Leandra coriacea ocorre nas regiões sul e sudoeste do estado de Minas Gerais. Nas serras de Delfinópolis a espécie é encontrada em campo rupestre, cerrado rupestre e borda de mata mesófila semidecídua. Coletada com flores e frutos de setembro a dezembro e apenas com frutos em maio.

11. *Leandra lacunosa* Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(4):138. 1886.

Arbustos, ca. 2 m alt., ou arvoretas, ca. 1,5 m alt. Ramos cilíndricos a subcilíndricos, glabrescentes. Indumento dos ramos com tricomas dendríticos curtos, face adaxial das folhas estrigosa, face abaxial viloso, com tricomas dendríticos de superfície lisa, das brácteas, bractéolas, hipanto e lacínias do cálice densamente viloso, com tricomas dendríticos, de ramificações longas. Folhas opostas, pecíolo (15–)40–44 mm compr.; lâmina 6–23 × 2,2–6 cm, subdiscolor, oval a lanceolada, ápice acuminado, base arredondada, margem denteada, ciliada, 3 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas 7–13,7 cm compr., terminais; brácteas 4–6 × 1–2 mm, lanceolado-oblongas, ápice arredondado a acuminado, margem levemente denteada, ciliada; bractéolas 2–3,5 × 1 mm, lanceoladas, ápice acuminado, margem levemente denteada, ciliada. Flores 5-meras, sésseis; hipanto 4–5 × 2,5–4 mm, campanulado; cálice com lacínias internas translúcidas, triangulares, ápice arredondado, margem ciliada, lacínias externas ca. 3 × 1 mm, lineares, ápice agudo a acuminado; pétalas 4–4,5 × 1,5–2,5 mm, alvas, lanceoladas, ápice agudo, margem não ciliada; estames 10, subiguais, vináceos, filetes 3–4 mm compr., glabros, anteras 4–5 × 1 mm, lineares, uniporosas, conectivo não prolongado abaixo das tecas, inapendiculado; ovário 3-locular, adnato ao hipanto nos dois terços inferiores, tricomas dendríticos no ápice; estilete 12–12,5 mm compr., vináceo, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Baga ca. 4 × 2,5–3,5 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1 × 0,5 mm, ovais, superfície lisa.

Material examinado: Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3200* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para cachoeira Triângulo, 6.XII.2002, fl. e fr., *J. N. Nakajima et al. 3412* (HUFU); *idem*, 6.XII.2002, fl. e fr., *J. N. Nakajima et al. 3424* (HUFU).

Leandra lacunosa ocorre nos estados de São Paulo, Espírito Santo, Minas Gerais, Goiás e no Distrito Federal. Esta espécie ocorre em capão de mata e campo rupestre das serras de Delfinópolis. Coletada com flores em outubro e flores e frutos em dezembro.

12. *Leandra melastomoides* Raddi, Piante nuove del Bras. 7. 1820.

Arbustos, arvoretas ou árvores, 2,5–4 m alt. Ramos subcilíndricos, glabrescentes. Indumento dos ramos, face adaxial das folhas,

brácteas e bractéolas híspido-estrigoso, hipanto e lacínias do cálice densamente setoso, da face abaxial das folhas viloso-estrigoso. Folhas opostas, pecíolo 0,4–1 cm compr.; lâmina 9–19 × 2,6–6 cm, discolor, oblonga, ápice agudo, base atenuada a cuneada, margem levemente denteada, ciliada, 2 pares de nervuras acródromas, (1-) 2,2–2,4 cm suprabasais, nervura central adpresso-setosa, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas 4,8–11 cm compr., terminais; brácteas 5–7 × 2,5–5 mm, oval-oblongas, ápice agudo-arredondado, margem ciliada; bractéolas 5,5–6 × 1–2 mm, linear-oblonga, ápice agudo, margem ciliada. Flores 6-meras, sésseis; hipanto 4–5 × 2,5–3 mm, oblongo a campanulado; cálice com lacínias internas 0,5–2,5 × 0,5–1 mm, triangulares, ápice arredondado, margem ciliada, lacínias externas 1–2,5 × 0,5 mm, triangulares, ápice acuminado, margem ciliada; pétalas ca. 4 × 1 mm, alvas, lanceoladas, ápice acuminado, margem não ciliada; estames 12, subiguais, filetes 5–6 mm compr., creme, glabros, anteras ca. 4 × 1 mm, arroxeadas, oblongas, uniporosas, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, inapendiculado; ovário 4-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, ápice setoso; estilete ca. 10 mm compr., creme, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Baga 4–5 × 3–4 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1 × 0,5 mm, triangulares, superfície lisa.

Material examinado: Paraíso Selvagem, trilha para cachoeira do Alpinista, 4.XII.2002, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3349* (HUFU); *idem,* 16.V.2003, fl. e fr., *R. A. Pacheco et al. 565* (HUFU); *idem,* 15.IX.2004, fr., *C. A. Faria et al. 80* (HUFU); *idem,* 15.IX.2004, fr., *E. K. O. Hatori et al. 440* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para cachoeira Salto Solitário, 11.III.2003, fl. e fr., *R. Romero et al. 6709* (HUFU).

Leandra melastomoides ocorre na América do Sul, com registro no Suriname e, no Brasil, nos estados de Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo, Minas Gerais, Goiás e Pará. Nas serras de Delfinópolis é encontrada em mata ciliar, mata de galeria e no interior de mata mesófila semidecídua e de capão de mata em vertente de cachoeira. Coletada com flores nos meses de março, maio e dezembro e com frutos em março, maio e setembro.

13. *Leandra polystachya* (Naudin) Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(4): 132. 1886.

Subarbustos, 60 cm alt. Ramos subcilíndricos. Indumento dos ramos, hipanto e lacínias do cálice híspido-estrigoso, da face abaxial das folhas, brácteas, bractéolas viloso, entremeado com tricomas dendríticos, da face adaxial das folhas estrigoso. Folhas opostas, pecíolo 2–5 mm compr.; lâmina 8,2–4,5 × 2,5–6,1 cm, subdiscolor, oval, ápice acuminado, base subcordada, margem denteada, ciliado-estrigosa, 3–4 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas 14–20 cm compr., terminais; brácteas 2,5–3 × 1 mm, triangular-lanceoladas, ápice acuminado, margem ciliada; bractéolas 1–2 × 0,5–1 mm, triangulares, ápice acuminado, margem ciliada. Flores 5-meras, sésseis; hipanto 3–3,5 × 3 mm, campanulado; cálice com lacínias internas translúcidas, triangulares, ápice arredondado, margem ciliada, lacínias externas 2–3 × 0,5–1 mm, lineares, ápice acuminado, margem ciliada; pétalas 4–4,5 × 1–2 mm, alvas, lanceoladas, ápice acuminado, margem não ciliada; estames 10, subiguais, vináceos, filetes 4–5 mm compr., glabros, anteras 3,5–4,5 × 1 mm, lineares, uniporosas, conectivo não prolongado abaixo das tecas; ovário 3-locular, adnato ao hipanto nos dois terços inferiores, setoso no ápice; estilete 8,5–10 mm compr., vináceo, filiforme, levemente curvo no ápice, glabro, estigma punctiforme. Baga 4–4,5 × 3–4 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1 × 0,5 mm, triangulares, superfície lisa.

Material examinado: Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3198* (HUFU).

Leandra polystachya ocorre nos estados de Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Minas Gerais e no Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis ocorre exclusivamente em campo rupestre. Coletada com flores e frutos em outubro.

14. *Lithobium cordatum* Bong., Mém. Imp. Sci. Saint Pétersbourg, Sér. 6 (4): 140. 1835. Fig. 2 l-m

Ervas, ca. 10 cm alt. Caule curto, encrustado em fendas de rochas. Indumento do pecíolo, faces adaxial e abaxial das folhas e hipanto piloso-glanduloso, tricomas glandulares pedicelados, esparsos. Folhas opostas, pecíolo (5–)8–20 mm compr.; lâmina 4–11,5 × 4–9 mm, discolor, cordiforme, ápice obtuso a arredondado, base cordada, margem inteira, 1–2 pares de nervuras acródromas imperfeitas, nervuras secundárias decurrentes no pecíolo. Flores 3-meras, solitárias; pedicelo (5–)12–30 mm compr.; hipanto 1–1,5 × 1–1,5 mm, campanulado, atropurpúreo; cálice com lacínias internas ca. 0,5 × 1 mm, triangulares, ápice arredondado, margem esparsamente ciliado-glandulosa, lacínias externas inconspícuas, ápice arredondado, com tricoma glandular único; pétalas 3–4 × 2,5–3,5 mm, róseas, obovais, ápice arredondado, raramente curto apiculado, margem não ciliada, às vezes ciliado-glandulosa no ápice; estames 6, iguais, filetes ca. 2,5 mm compr., vináceos, glabros, anteras ca. 1 × 0,2 mm, amarelas, clavadas, uniporosas, conectivo ca. 0,2 mm compr. prolongado abaixo das tecas, espessado no dorso, inapendiculado; ovário 3-locular, adnato ao hipanto nos três quartos inferiores, glabro; estilete ca. 4 mm compr., vináceo, filiforme, glabro, estigma truncado. Cápsula 2–2,5 × 1,5–2,5 mm, atropurpúrea; sementes 0,2–0,3 × 0,2 mm, curvas, superfície papilosa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.V.2002, fl., *R.A. Pacheco et al. 173* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl., *R.L. Volpi et al. 517* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 12.III.2003, fl., *R.L. Volpi et al. 571* (HUFU); *idem*, 17.V.2003, fl., *R.A. Pacheco et al. 608* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 13.III.2003, fl. e fr., *J.N. Nakajima et al. 3514* (HUFU).

Lithobium cordatum, é endêmica do estado de Minas Gerais, com registro na região leste e sudoeste do estado. Encontrada em algumas fendas de rochas, em locais sombreados, nos campos rupestres, cerrado rupestre e mata de galeria das serras de Delfinópolis. Coletada com flores e frutos nos meses de março e maio e frutos em março.

15. *Macairea radula* (Bonpl.) DC., Prodromus 3: 109. 1828. Fig. 2 n-o

Arbustos, 1–2 m alt. Ramos cilíndricos a subcilíndricos, decorticantes. Indumento dos ramos, bractéolas, hipanto e lacínias do cálice piloso-glanduloso, da face adaxial das folhas seríceo-estrigoso, face abaxial viloso, ambas as faces entremeadas com tricomas glandulares. Folhas opostas, pecíolo 0,5–2,2 cm compr.; lâmina 2,3–7,2 × 0,8–2,1 cm, concolor, oblonga a oboval, raramente elíptica, ápice obtuso, base atenuada, margem ciliada, face adaxial bulada, face abaxial foveolada, 2 pares de nervuras acródromas 2–4 mm suprabasais, raro basais. Dicásios 3,5–16,5 cm compr., terminais, simples ou ramificados; bractéolas 7–8,8 × 1–1,5 mm, lineares, ápice agudo-apiculado, margem ciliada. Flores 4-meras; pedicelo 4–5 mm compr.; hipanto 2,5–3 × 2,5–3 mm, campanulado; lacínias do cálice 2,5–3,5 × 0,5–2 mm, triangulares, ápice apiculado, margem ciliada; pétalas 8,5–11 × 4–6,5 mm, lilases com a base creme, oblongas a obovais, ápice agudo, acuminado ou arredondado, margem não ciliada; estames 8, desiguais, filetes com tricomas glandulares na metade superior, anteras lineares, uniporosas, conectivo espessado no dorso, inapendiculados ventralmente; estames antepétalos com filetes 3,5–6,5 mm compr., amarelos, anteras 3–3,5 × 0,5 mm, amarelas, conectivo 1,5–2 mm compr., prolongado abaixo das tecas, expandido na região dorso-basal; estames ante-sépalos com filetes 5–9 mm compr., amarelos, purpúreos na base, anteras 3,5–4,5 × 0,5 mm, amarelas, purpúreas na base, conectivo 1,5–3,5 mm compr. prolongado, expandido na região dorso-basal; ovário 4-locular, livre, tricomas glandulares esparsos no ápice; estilete 4–12 mm compr., púrpura, filiforme, ápice levemente curvo, tricomas glandulares esparsos na metade inferior, estigma punctiforme. Cápsula loculicida 3–4 × 2–3 mm, atropurpúrea; sementes ca. 0,5 mm compr., subcocleadas, superfície tuberculada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.X.2002, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6444* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *C. A. Faria et al. 33* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl. e bot., *R. Romero et al. 7104* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3815* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *E. K. O. Hattori et al. 402* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fl. e bot., *R. Romero et al. 7289* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 25.X.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3679* (HUFU); Estrada para a Gurita, 13.IX.2004, fl. e bot., *C. A. Faria et al. 18* (HUFU); *idem*, 8.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7273* (HUFU).

Macairea radula ocorre na Bolívia e, no Brasil, nos estados de Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Espírito Santo, Rio de Janeiro, Minas Gerais, Goiás, Mato Grosso, Bahia, Piauí e Maranhão. Nas serras de Delfinópolis esta espécie é encontrada principalmente em campo rupestre, próximo a cursos d'água e ocasionalmente em campo sujo. Coletada com flores e frutos em setembro, outubro e novembro.

16. *Marcetia taxifolia* (A.St.-Hil.) DC., Prodromus 3: 124. 1828. Fig. 2 p

Subarbustos, 40 cm alt. Ramos ramificados, subcilíndricos, decorticantes, áfilos para a base. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice hirsuto-glanduloso, tricomas glandulares, canescentes. Folhas opostas, sésseis; lâmina 1,5–2,5 × 0,5 mm, concolor, linear, ápice agudo-apiculado, base arredondada, margem revoluta, uma nervura central, impressa na face adaxial, proeminente na face abaxial. Flores 4-meras, solitárias, terminais ou axilares; pedicelo ca. 0,5 mm compr.; hipanto ca. 2 × 1,5 mm, campanulado, 8-estriado; lacínias do cálice ca. 2 × 0,5 mm, ápice agudo acuminado; pétalas ca. 2,5 × 1–2 mm, brancas, oval-lanceoladas, ápice agudo-acuminado, margem inteira; estames 8, subiguais, amarelos, filetes 5–6 mm compr., glabros, anteras 2–3 × 0,5 mm, oblongas, uniporosas, conectivo não prolongado abaixo das tecas, espessado na porção basal, apêndice ventral ca. 0,3 mm compr., bilobado; ovário 4-locular, livre, glabro; estilete ca. 5 mm compr., creme a levemente arroxeado, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 2,5–3,5 × 2–2,5 mm, castanha, deiscente do ápice para a base; sementes ca. 0,5 × 0,5 mm, subcocleadas, superfície foveolada.

Material examinado: Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3204* (HUFU).

Marcetia taxifolia ocorre na Venezuela, Guianas e Colômbia. No Brasil, é encontrada nos estados do Rio de Janeiro, Minas Gerais, Goiás, Bahia, Sergipe, Alagoas, Pernambuco, Ceará, Pará, Roraima e no Distrito Federal. Esta espécie é encontrada em campo rupestre das serras de Delfinópolis. Coletada com flores e frutos no mês de outubro.

17. *Miconia affinis* DC., Prodromus 3: 187. 1828.

Árvores, ca. 5 m alt. Ramos subcilíndricos a cilíndricos. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas e hipanto moderadamente revestidos com tricomas dendríticos a glabrescentes. Folhas opostas, pecíolo 3–10 mm compr.; lâmina 7,6–18 × 3–6 cm, concolor, elíptica a lanceolada, ápice agudo-apiculado, base atenuada, margem inteira, não ciliada, 2 pares de nervuras acródromas basais, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas 3–10,5 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis; hipanto 2–2,5 mm compr., campanulado; cálice com lacínias curtas, caducas, triangulares, ápice arredondado; pétalas brancas, obovais, ápice arredondado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, anteras 2–3 mm compr., lineares, ápice truncado, uniporosas, conectivo 0,5–0,7 mm compr. prolongado abaixo das tecas, bilobado ventralmente nos estames antessépalos, formando uma bainha, calcarado dorsalmente nos estames antepétalos; ovário 4-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete glabro, estigma truncado. Baga nigrescente.

Material examinado: Paraíso Selvagem, cachoeira do Alpinista, 14.IV.2002, bt., *R. L. Volpi et al. 157* (HUFU).

Material adicional examinado: BRASIL, MINAS GERAIS: São Roque de Minas, Parque Nacional da Serra da Canastra, cachoeira Casca d'Anta, 21.III.1995, fr., *R. Romero et al. 2073* (HUFU).

Miconia affinis ocorre desde o sul do México até a Amazônia e em formações florestais de São Paulo, Rio de Janeiro, Minas Gerais, Goiás, Bahia c Distrito Federal. Esta espécie é encontrada em mata ciliar das serras de Delfinópolis. Coletada com botões florais no mês de abril.

18. *Miconia albicans* (Sw.) Triana, Trans. Linn. Soc. Bot. 28: 116. 1871.

Arbustos, arvoretas ou árvores, 1,5–2,5 m alt. Ramos subcilíndricos, glabrescentes. Indumento dos ramos, face abaxial das folhas, nervuras, hipanto e lacínias do cálice lanoso, canescente, da face adaxial das folhas furfuráceo-dendrítico a glabrescente. Folhas opostas, pecíolo 9–13 mm compr.; lâmina 3,3–12,1 × 1,4–5,3 cm, discolor, elíptica a oval, raramente oboval, ápice agudo a curto acuminado, base arredondada a levemente cordada, margem inteira a levemente crenulada, 2 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas de ramos escorpióides 2,5–12,5 cm compr., terminais. Flores 5–6-meras, sésseis; hipanto 2,7–3,2 × 2,5–3 mm, campanulado; cálice com lacínias 0,5–1 × 1 mm, triangulares, ápice obtuso; pétalas 3–3,5 × 2–2,5 mm, brancas, obovais, assimétricas, ápice arredondado a subretuso, margem não ciliada; estames 10, desiguais, amarelos, filetes 3–3,5 mm compr., glabros, anteras 2–2,5 × 0,5 mm, oblongas, ápice atenuado, uniporosas, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., estames antepétalos com dois lobos ventrais e um calcar dorsal, estames ante-sépalos com lobos formando uma bainha; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete 5,5–6 mm compr., amarelo, reto, glabro, estigma capitado. Baga 4–5 × 3,5–5 mm, verde-jade; sementes ca. 1 × 0,5 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 13.IV.2002, bt., *R. L. Volpi et al. 98* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para mata do Canyon, 22.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3555* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *C. A. Faria et al. 66* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fr. e bot., *E. K. O. Hattori et al. 367* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl. e bot., *R. Romero et al. 7065* (HUFU); Paraíso Selvagem, cachoeira do Alpinista, 15.IX.2004, bt., *C. A. Faria et al. 70* (HUFU); *idem*, 15.IX.2004, bt., *E. K. O. Hattori et al. 427* (HUFU); Estrada para a Gurita, 8.XI.2005, fr., *R. Romero et al. 7276* (HUFU); *idem*, 21.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3533* (HUFU).

Miconia albicans é encontrada desde as Antilhas, sul do México até o Paraguai. No Brasil é encontrada em quase todos os estados, de Roraima e Amazonas até o Paraná. Nas serras de Delfinópolis esta espécie é comum em campo rupestre, cerrado rupestre e mata ciliar. Coletada com flores nos meses de abril, setembro e outubro e com frutos em outubro e novembro.

19. *Miconia calvescens* DC., Prodromus 3: 185. 1828.

Arvoretas, ca. 2 m alt. Ramos subcilíndricos a cilíndricos, achatados no ápice. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice piloso-dendrítico, tricomas de ramificações longas. Folhas opostas, pecíolo 5,7–7,2 cm compr.; lâmina 8–26 × 4–13,3 cm, discolor, elíptica, oval a oboval, ápice agudo a curto acuminado, base arredondada, margem inteira a crenulada, 2 pares de nervuras acródromas basais, par marginal inconspícuo, nervuras proeminentes em ambas as faces. Panículas de glomérulos 9,5–13,5 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis; hipanto 1,5–2 × 1,5–2 mm, campanulado; cálice com lacínias ca. 0,5 × 1 mm, triangulares, ápice agudo a arredondado; pétalas 1–1,5 × 1 mm, brancas, obovais, ápice arredondado, margem não ciliada; estames 10, subiguais, creme, filetes ca. 1 mm compr., glabros, anteras 1–1,5 × 0,5 mm, oblongas, ápice atenuado, uniporosas, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, trilobado, estames

antepétalos glabros, estames ante-sépalos com tricomas glandulares sésseis na região ventral; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, tricomas glandulares esparsos no ápice; estilete 1,5–2,5 mm compr., creme, reto, glabro, estigma subcapitado. Baga ca. 3 × 3 mm, nigrescente; sementes ca. 1 × 0,5 mm, curvas, superfície tuberculada.

Material examinado: Estrada próxima ao rio Santo Antônio, 12.IV.2002, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3152* (HUFU).

Material adicional examinado: BRASIL, MINAS GERAIS: São Roque de Minas, Parque Nacional da Serra da Canastra, guarita de Sacramento, 20.IX.1996, fr., *R. Romero & J. N. Nakajima 3568* (HUFU).

Miconia calvescens ocorre no Peru e Brasil, nos estados do Amazonasde Santa Catarina ao Amazonas, incluindo Pernambuco. Esta espécie é encontrada em mata mesófila semidecídua das serras de Delfinópolis. Coletada com flores no mês de abril.

20. ***Miconia chamissois*** Naudin, Ann. Sci. Nat., Ser. 3, Bot. 16:179. 1851.

Arbustos, ca. 1,5 m alt. Ramos cilíndricos, achatados no ápice. Ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice glabros. Folhas opostas, pecíolo 2,5–2,8 cm compr.; lâmina 13,5–18 × 7–12,6 cm, discolor, elíptica a oval, ápice agudo, base atenuada a levemente arredondada, margem inteira, 2 pares de nervuras acródromas, 2–7 mm compr. suprabasais, proeminentes em ambas as faces. Panículas 21–23,5 cm compr., terminais. Flores 5-meras, subsésseis; pedicelo ca. 0,5 mm compr.; hipanto ca. 2 × 1,5–2 mm, campanulado; cálice com lacínias internas ca. 0,5 × 1 mm, triangulares, ápice agudo a arredondado, lacínias externas inconspícuas, ápice arredondado; pétalas 2,5–3,5 × 2–3 mm, brancas, obovais, ápice arredondado a subretuso, margem não ciliada; estames 10, desiguais, creme, filetes 2–2,5 mm compr., glabros, anteras 1,5–2 × 0,5 mm, creme, oblongas, ápice atenuado, uniporosas, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, estames antepétalos ventralmente biauriculado, calcarado dorsalmente, estames ante-sépalos com aurículas e calcar fundidos formando uma bainha; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete ca. 3,5 mm compr., metade inferior creme, metade superior vináceo, reto, glabro, estigma truncado. Baga ca. 1,5 × 1,5 mm, atropurpúrea; sementes 0,7–1 × 0,5 mm, triangulares, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 15.V.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6893* (HUFU).

Material adicional examinado: BRASIL, MINAS GERAIS: Uberlândia, Clube Caça e Pesca Itororó, 11.V.2003, fr., *A. A. A. Barbosa* 33718 (HUFU).

Miconia chamissois ocorre do México até a Argentina e do norte ao sul do Brasil. Esta espécie é encontrada em campo úmido nas serras de Delfinópolis. Coletada com flores e frutos imaturos no mês de maio.

21. ***Miconia chartacea*** Triana, Trans. Linn. Soc. Bot. 28(1): 119. 1871. Fig. 2 q

Árvores, 3–6 m alt. Ramos subcilíndricos, achatados no ápice. Indumento dos ramos e face abaxial das folhas densamente furfuráceo-dendrítico, do hipanto e lacínias do cálice lepidoto-dendrítico, face adaxial das folhas glabra. Folhas opostas, pecíolo 1,5–4,2 cm compr.; lâmina 9–25 × 3–7,5 cm, discolor, elíptica, ápice agudo a curto acuminado, base atenuada, margem inteira, 2 pares de nervuras acródromas, 3–10 mm compr. suprabasais. Panículas de glomérulos 8–28 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis; hipanto 3–3,5 × 1,5–2 mm, oblongo-campanulado; cálice com lacínias internas ca. 0,7 mm compr., triangulares, ápice agudo a arredondado, lacínias externas inconspícuas; pétalas 3–3,5 × 2 mm, brancas, obovais, ápice retuso, assimétrico, margem não ciliada; estames 10, iguais, creme, filetes 3–3,5 mm compr., glabros, anteras ca. 2,5 × 0,5 mm, oblongas, ápice truncado, uniporosas, poro diminuto, não inclinado ventralmente, conectivo ca. 0,3 mm compr. prolongado abaixo das tecas, espessado no dorso, calcar inconspícuo; ovário 2–3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete ca. 4 mm compr., creme, ápice

róseo, filiforme, glabro, estigma truncado. Baga 2–5 × 2,5–5 mm, nigrescente; sementes ca. 1,5 × 1 mm, piramidais, superfície levemente sulcada.

Material examinado: Paraíso Selvagem, trilha para a cachoeira Salto Solitário, 4.XII.2002, fl. e bot., *J.N. Nakajima et al. 3321* (HUFU); *idem* 11.III.2003, fr., *J. N. Nakajima et al. 3463* (HUFU); Paraíso Selvagem, cachoeira do Alpinista, 16.V.2003, fr., *R. A. Pacheco et al. 580* (HUFU); Paraíso Selvagem, 'Desertinho', 24.X.2003, bot., *J. N. Nakajima et al. 3634* (HUFU); Fazenda do Sr. José Onório, estrada para 'Escada de Pedras', 29.XI.2003, bot., *J. N. Nakajima et al. 3789* (HUFU).

Miconia chartacea ocorre somente no Brasil, nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo, Minas Gerais, Goiás, Bahia e no Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis ocorre em mata de galeria, mata ciliar e capão de mata em vertente de cachoeira. Coletada com flores nos meses de outubro, novembro e dezembro e com frutos nos meses de março e maio.

22. *Miconia cubatanensis* Hoehne, Anexos Mem. Inst. Butantan 1(5):139. 1922.

Arbustos, 1,5–1,8 m alt., arvoretas ou árvores, 2,5–6 m alt. Ramos jovens subcilíndricos, adultos cilíndricos, glabrescentes. Indumento dos ramos e face abaxial das folhas furfuráceo-dendrítico, do hipanto e lacínias do cálice lepidoto-dendrítico, com tricomas ocráceos, face adaxial das folhas com tricomas dendríticos a glabrescente. Folhas opostas, pecíolo 9–19 mm compr.; lâmina 5–12,5 × 1–2,6 cm, discolor, lanceolada, raramente elíptica, ápice longo acuminado, raramente agudo, base atenuada a arredondada, margem inteira, levemente revoluta, 2 pares de nervuras acródromas basais a ca. 3 mm suprabasais, impressas na face adaxial, proeminentes e furfuráceo-dendríticas na face abaxial. Panículas escorpióides 4–8 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis; hipanto 2–2,5 × 2,5 mm, campanulado; cálice com lacínias ca. 1 × 1,5 mm, triangulares, ápice agudo a obtuso; pétalas 2,5–3,5 × 1,5 mm, brancas, oblongas a obovais, ápice assimetricamente arredondado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, creme, filetes 2,5–3 mm compr., glabros, anteras 1–2 × 1 mm, oblongas, ápice truncado, uniporosas, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, espessado dorsalmente, inapendiculado ventralmente, estames antepétalos com calcar dorsal ca. 0,3 mm compr., estames ante-sépalos com calcar pronunciado ca. 0,5 mm compr.; ovário 3-locular, totalmente adnato ao hipanto, tricomas dendríticos no ápice; estilete 5–7 mm compr., creme, filiforme, glabro, estigma truncado. Baga 2,5–3,5 × 2–4 mm, atropurpúrea; sementes ca. 2 × 1,5 mm, curvas, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.IV.2002, bot., *R. A. Pacheco et al. 103* (HUFU); Paraíso Selvagem, cachoeira do Alpinista, 13.IV.2002, fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 141* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para cachoeira Salto Solitário, 11.III.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3465* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 13.III.2003, bot., *R. Romero et al. 6747* (HUFU); Paraíso Selvagem, cachoeira do Alpinista, 16.V.2003, fl. e fr., *R. A. Pacheco et al. 569* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 17.V.2003, fl. e bt., *R. L. Volpi et al. 667* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 23.X.2003, fr., *J. N. Nakajima et al. 3587* (HUFU); Paraíso Selvagem, cachoeira do Alpinista, 15.IX.2004, fr., *E. K. O. Hattori et al. 439* (HUFU).

Miconia cubatanensis é encontrada nos estados de Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo, Minas Gerais, Mato Grosso, Goiás, Bahia e no Distrito Federal. Esta espécie é encontrada em mata de galeria, mata ciliar, mata mesófila semidecídua e, ocasionalmente, em campo rupestre nas serras de Delfinópolis. Coletada com floresde março a maio e com frutos em abril, maio, setembro e outubro.

23. *Miconia elegans* Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(4): 312. 1888.

Árvores, 2–2,5 m alt. Ramos cilíndricos a subcilíndricos, ápice achatado. Indumento dos ramos furfuráceo-dendrítico, faces adaxial e abaxial das folhas e hipanto com tricomas dendríticos esparsos a glabrescentes. Folhas

opostas, pecíolo 1,5–4 cm compr.; lâmina 14–30 × 6,5–9,5 cm, discolor, elíptica, oval ou lanceolada, ápice agudo ou acuminado, base atenuada, decurrente, margem inteira, 2 pares de nervuras acródromas, 5–10 mm compr. suprabasais, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas 13,5–18 cm compr., terminais. Flores 5-meras; pedicelo ca. 1 mm compr.; hipanto 2,5–3 × 2 mm, oblongo, levemente urceolado; cálice com lacínias 0,7–1 × 1,5 mm, triangulares, ápice agudo; pétalas ca. 3 × 2 mm, brancas, ovais a obovais, ápice retuso a arredondado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, creme, filetes 2–3 mm compr., glabros, anteras 2,5–3 × 0,5 mm, oblongas, ápice atenuado, uniporosas, conectivo ca. 0,3 mm compr. prolongado abaixo das tecas, inapendiculado ventralmente, estames antepétalos calcarado dorsalmente, estames ante-sépalos com uma projeção formando uma bainha dorsal; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete 4–4,5 mm compr., róseo, reto, glabro, estigma truncado. Baga 2–3 × 2,5–3 mm, nigrescente; sementes 1,5–2 × 1 mm, curvas, superfície lisa.

Material examinado: Paraíso Selvagem, cachoeira do Alpinista, 15.IX.2004, fl. e bot., *C. A. Faria et al. 77* (HUFU); *idem*, 15.IX.2004, fl., fr. e bot., *E. K. O. Hattori et al. 430* (HUFU); *idem*, 15.IX.2004, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3863* (HUFU); *idem*, 15.IX.2004, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7117* (HUFU).

Miconia elegans ocorre no Brasil nos estados de São Paulo, Rio de Janeiro, Minas Gerais, Mato Grosso do Sul, Mato Grosso, Goiás, Bahia e no Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis, esta espécie ocorre em mata ciliar. Coletada com flores e frutos em setembro.

24. ***Miconia fallax*** DC., Prodromus 3:181. 1828.

Subarbustos ou arbustos, 0,8–1,5 m alt. Ramos quadrangulares a subquadrangulares. Indumento dos ramos, face abaxial das folhas e hipanto tomentoso, canescente, face adaxial das folhas glabra. Folhas opostas, pecíolo 2–5 mm compr.; lâmina 4,6–15,3 × 3–7 cm, discolor, oval a oval-lanceolada, ápice agudo a acuminado ou arredondado, base arredondada a subcordada, margem inteira a levemente crenulada, 2 pares de nervuras acródromas basais, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas de ramos escorpióides 7,5–18,5 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis; hipanto 3–3,5 x. 2,5 mm, campanulado; cálice com lacínias internas ca. 1 × 1,5–2 mm, triangulares, ápice agudo-acuminado, lacínias externas ca. 0,5 × 0,2 mm, triangulares, ápice acuminado; pétalas 4–4,5 × 3–3,5 mm, brancas, ovais a obovais, ápice arredondado, assimétrico, margem ciliado-glandulosa; estames 10, subiguais, creme, filetes 4–5 mm compr., glabros, anteras 3–3,5 × 1 mm, oblongas, ápice atenuado, uniporosas, conectivo ca. 0,3 mm compr. prolongado abaixo das tecas, espessado no dorso, apêndice bilobado ventralmente, tuberculado dorsalmente; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete 8,5–9 mm compr., amarelo, reto, glabro, estigma truncado. Baga ca. 3 × 3,5 mm, atropurpúrea a nigrescente; sementes ca. 1 × 0,5–1 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.X.2002, fr., *R. Romero et al. 6411* (HUFU); estrada para a Gurita, 21.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3531* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para mata do Canyon, 22.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3539* (HUFU); *idem*, 22.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3577* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 23.X.2003, fl. e fr., *J. N. Nakajima et al. 3606* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 25.X.2003, fl. e fr., *J. N. Nakajima et al. 3697* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 14.IX.2004, bt., *C. A. Faria et al. 44* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *E. K. O. Hattori et al. 362* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3843* (HUFU); Estrada para a Gurita, 8.XI.2005, fr., *R. Romero et al. 7282* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 9.XI.2005, fr., *R. Romero et al. 7288* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fr., *R. Romero et al. 7301* (HUFU).

Miconia fallax ocorre da Venezuela ao Paraguai e no Brasil é encontrada nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Mato Grosso, Goiás, Bahia, Pará, Rondônia, Roraima e no Distrito Federal. Encontrada em campo rupestre, cerrado rupestre e cerrado das serras de Delfinópolis. Coletada com flores em setembro e outubro e com frutos de setembro a novembro.

25. *Miconia ferruginata* DC., Prodromus 3:181. 1828.

Arvoretas ou árvores, 2–4 m alt. Ramos cilíndricos a subcilíndricos. Indumento dos ramos e hipanto densamente tomentoso-dendrítico, ocráceos, faces adaxial e abaxial das folhas revestidas de tricomas dendríticos, face adaxial glabrescente, face abaxial canescente. Folhas opostas, pecíolo 2–6 cm compr., estriado; lâmina 11–24,5 × 5,5–14 cm, discolor, elíptica, oval a oboval, ápice agudo a acuminado, raramente arredondado, base arredondada a atenuada, raramente subcordada ou assimétrica, margem inteira, levemente ondulada, 3 pares de nervuras acródromas basais, par marginal inconspícuo, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas de ramos escorpióides 12–29 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis; hipanto ca. 5 × 4 mm, oblongo a levemente campanulado; cálice com lacínias ca. 0,7 × 1 mm, triangulares, ápice agudo, fundidas, persistentes; pétalas ca. 5 × 2,5 mm, brancas, obovais, ápice retuso, margem não ciliada; estames 10, subiguais, creme, filetes 3,5–4 mm compr., glabros, anteras 2–2,5 × 0,5 mm, subuladas, ápice atenuado, uniporosas, conectivo 0,5–0,7 mm compr. prolongado abaixo das tecas, espessado dorsalmente, biauriculado ventralmente, dorsalmente expandido na base; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete ca. 8,5 mm compr., creme, filiforme, glabro, estigma truncado. Baga 3–5,5 × 4–5,5 mm, nigrescente; sementes ca. 2 × 1 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 10.IV.2002, fr. e bot., *R. Romero et al. 6340* (HUFU); *idem*, 17.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 697* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 14.IX.2004, fr., *E. K. O. Hattori et al. 412* (HUFU); estrada para a Gurita, 8.XI.2005, fr., *R. Romero et al. 7281* (HUFU).

Miconia ferruginata ocorre no Brasil, nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Mato Grosso do Sul, Mato Grosso, Goiás, Bahia, Pará e no Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis ocorre em campo rupestre e, ocasionalmente, no cerrado rupestre. Foram coletados espécimes com flores em abril e maio e com frutos em abril, maio, setembro e novembro.

26. *Miconia ibaguensis* (Bonpl.) Triana, Trans. Linn. Soc. Bot. 28(1): 110. 1871.

Arbustos, 1,5–1,8 m alt. Ramos cilíndricos, decorticantes para a base. Indumento dos ramos, face adaxial das folhas e hipanto híspido, entremeado com tricomas dendríticos, da face abaxial das folhas viloso. Folhas opostas, pecíolo 4–7 mm compr.; lâmina 7,6–11,4 × 2,5–4,3 cm, discolor, oval-lanceolada, ápice agudo a acuminado, base arredondada, margem serreada, ciliada, 2 pares de nervuras acródromas, 3–5 mm compr. suprabasais, moderadamente vilosas. Panículas de glomérulos 3–8 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis; hipanto 2,5–3 × 2–2,5 mm, campanulado; cálice com lacínias ca. 0,5 × 1 mm, triangulares, ápice agudo-apiculado; pétalas ca. 2 × 2,5 mm, brancas, obovais, ápice arredondado, margem ciliada no ápice; estames 10, subiguais, creme, filetes 2–3 mm compr., glabros, anteras ca. 2 × ca. 0,3 mm, oblongas, ápice atenuado, uniporosas, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, espessado no dorso, biauriculado ventralmente; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete ca. 3 mm compr., creme, reto, glabro, estigma capitado. Baga 2,5–3 × 3–4 mm, nigrescente; sementes ca. 1 × 0,5 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Estrada para a Gurita, 21.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3525* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 26.XI.2003, fr. e bot., *R. Romero et al. 6987* (HUFU); estrada para a Gurita, 8.XI.2005, fr., *R. Romero et al. 7278* (HUFU).

Miconia ibaguensis ocorre desde o sul do México ao Paraguai e no Brasil, nos estados do Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo, Minas Gerais, Mato Grosso, Goiás e Bahia. Nas serras de Delfinópolis esta espécie ocorre em borda de mata de galeria, borda de mata mesófila semidecídua e na beira de cursos d'água. Coletada com flores em outubro e novembro e com frutos em novembro.

27. *Miconia ligustroides* (DC.) Naudin, Ann. Sci. Nat., Ser. 3, Bot. 16:167. 1851.

Arbustos, ca. 1,5 m alt. Ramos cilíndricos, decorticantes. Indumento dos ramos furfuráceo-dendrítico, ferrugíneo, glabrescente, das faces adaxial e abaxial das folhas e hipanto piloso-dendrítico, tricomas esparsos. Folhas opostas, pecíolo 4–6 mm compr.; lâmina 4,5–8,5 × 1,8–3 cm, discolor, elíptica, raramente oboval, ápice agudo-acuminado, raramente arredondado, base arredondada, margem inteira, levemente ondulada e revoluta, 2 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue. Panículas 5–8 cm compr., terminais. Flores 5-meras, subsésseis; hipanto ca. 2 × 1,5 mm, oblongo-campanulado; cálice com lacínias 0,2–0,5 × 0,5–0,7 mm, ápice agudo; pétalas 2,5–3,5 × 2 mm, brancas, obovais, ápice arredondado, assimétrico, margem não ciliada; estames 10, desiguais, creme, filetes 2–2,5 mm compr., glabros, anteras ca. 2 × 0,5 mm, oblongas, ápice truncado, uniporosas, conectivo ca. 0,2 mm compr. prolongado abaixo das tecas, nos estames antepétalos curto bilobado ventralmente, expandido dorsalmente, conectivo dos estames ante-sépalos calcarado no dorso; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete ca. 4 mm compr., creme com ápice vináceo, reto, glabro, estigma truncado. Baga 1,5–2 × 1,5–2 mm, nigrescente; sementes ca. 1 × 0,5 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Estrada para a Gurita, 3.XII.2002, fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 313* (HUFU).

Miconia ligustroides ocorre nos estados de Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo, Minas Gerais, Mato Grosso, Goiás, Bahia e Ceará. Nas serras de Delfinópolis ocorre em borda de capão de mata. Coletada com flores e frutos em dezembro.

28. *Miconia minutiflora* (Bonpl.) DC., Prodromus 3:189. 1828. Fig. 2 r

Árvores, ca. 5 m alt. Ramos subcilíndricos, sulcados, nigrescentes, glabrescentes. Indumento dos ramos e faces adaxial e abaxial das folhas piloso-dendrítico, tricomas esparsos, mais densos nos sulcos e nas nervuras, hipanto glabro. Folhas opostas, pecíolo 6–10 mm compr.; lâmina 8–14 × 2,2–3,4 cm, discolor, oval-lanceolada, ápice longo acuminado, base atenuada, margem inteira a levemente ondulada, 2 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue. Panículas 5,5–8,5 cm compr., terminais e laterais. Flores 5-meras, sésseis; hipanto ca. 1 × 1–1,5 mm, campanulado; cálice com lacínias ca. 1 × 1,5 mm, triangulares, ápice agudo, margem recortada; pétalas 1,5–2 × 1–1,5 mm, brancas, ovais a obovais, ápice agudo a arredondado, margem não ciliada; estames 10, subiguais, creme, filetes 1–1,5 mm compr., glabros, anteras 1–1,5 × 0,3 mm, oblongas, uniporosas, poro amplo, ventralmente inclinado, conectivo 0,3–0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, nos estames antepétalos e ante-sépalos com calcar dorsal ca. 0,3 mm compr., expandido; ovário 4-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete 2,5–3 mm compr., amarelo, reto, glabro, estigma truncado. Baga ca. 3 × 2,5–3 mm, nigrescente; sementes ca. 0,7 × 0,5 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Estrada próxima ao rio Santo Antônio, 12.IV.2002, fr., *J. N. Nakajima et al. 3141* (HUFU).

Material adicional examinado: BRASIL, MINAS GERAIS: Uberlândia, vale do Rio Araguari, 27.II.1991, fl. e bot., A. *L. P. Mota 118* (HUFU).

Miconia minutiflora ocorre do sul do México e Caribe ao Sudeste do Brasil. Encontrada nas serras de Delfinópolis somente em mata mesófila semidecídua. Coletada com frutos no mês de abril.

29. *Miconia pepericarpa* DC., Prodromus 3:182. 1828.

Arvoretas ou árvores, 1,5–4 m alt. Ramos jovens subcilíndricos, mais velhos cilíndricos,

decorticantes para a base. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas e hipanto piloso-dendrítico, com tricomas dendríticos curtos, ocráceos, denso. Folhas opostas, pecíolo 8–9(18) mm compr.; lâmina 5,5–13,5 × 1–2,3 cm, discolor, lanceolada, raramente oval-lanceolada, ápice acuminado, raro agudo, base arredondada, raramente atenuada ou assimétrica, margem inteira, levemente revoluta, 2 pares de nervuras acródromas, 1–4 mm compr. suprabasais, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas de glomérulos 2,5–7,5 cm compr., terminais e laterais. Flores 4-meras, sésseis; hipanto ca. 1,5 × 1 mm, oblongo; cálice com lacínias internas ca. 0,3 × 1–1,5 mm, triangulares, ápice retuso, lacínias externas linear-triangulares, ápice agudo-apiculado; pétalas 1–1,5 × 0,7–0,8 mm, brancas, oval-oblongas, ápice retuso, margem não ciliada; estames 8, iguais, creme, filetes ca. 2 mm compr., glabros, anteras ca. 2 × 0,5 mm, oblongas, uniporosas, poro ventralmente inclinado, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, inapendiculado; ovário 3-locular, tricomas dendríticos esparsos no ápice; estilete 1,7–2 mm compr., creme, reto, glabro, estigma punctiforme. Baga ca. 2 × 1,5–2 mm, nigrescente; sementes ca. 2 × 1,5 mm, ovais, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 10.IV.2002, fr., *J. N. Nakajima et al. 6336* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para cachoeira Salto Solitário, 4.XII.2002, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3323* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 5.XII.2002, fl.e bot., *R. L. Volpi et al. 346* (HUFU); Fazenda do Sr. José Onório, estrada para 'Escada de Pedras', 26.XI.2003, fl. e bot., *R. Romero et al. 6989* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 9.XI.2005, fl. e bot., *R. Romero et al. 7292* (HUFU).

Miconia pepericarpa ocorre em áreas de cerrado de São Paulo, Minas Gerais, Goiás, Bahia e Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis esta espécie é encontrada em campo rupestre, cerrado rupestre, borda de capão de mata e de mata de galeria. Coletada com flores em novembro e dezembro e com frutos em abril.

30. *Miconia pseudonervosa* Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(4)337. 1888.

Arbustos, arvoretas ou árvores, 1,7–3 m alt. Ramos jovens subcilíndricos, adultos cilíndricos. Indumento dos ramos e hipanto adpresso-setoso, da face adaxial das folhas moderadamente estrigoso, da face abaxial setoso-viloso. Folhas opostas, pecíolo 2,2–7 cm compr.; lâmina 11,5–25 × 6,5–11,5 cm, discolor, oval, raramente oboval, ápice acuminado, base atenuado-arredondada, raramente assimétrica, margem denteada, ciliada, 3–4 pares de nervuras acródromas, 2–7 cm compr. suprabasais, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas de glomérulos 5–15 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis ou subsésseis; hipanto 3,5–4 × 2,5–3 mm, oblongo; cálice com lacínias internas ca. 0,7 × 1,5 mm, triangulares, ápice arredondado, lacínias externas triangulares, ápice longo-apiculado; pétalas 3,5–5 × 1,5–2 mm, brancas, oblongas, ápice arredondado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, cremes, filetes 3–4 mm compr., glabros, anteras 3–4 × 0,5 mm, oblongas, ápice truncado, uniporosas, poro diminuto, não inclinado ventralmente, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, conectivo dos estames antepétalos curto tuberculado dorsalmente, conectivo dos estames ante-sépalos bituberculado dorsalmente; ovário 3-locular, adnato ao hipanto nos três quartos inferiores, adpresso-setoso no ápice; estilete 7,5–9 mm compr., creme, reto, glabro, estigma punctiforme. Baga 3–4 × 3–4 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1 × 0,5 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Maria Concebida, cachoeira do rio Águas Claras, 12.IV.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3123* (HUFU); Paraíso Selvagem, cachoeira do Alpinista, 10.X.2002, fl. e bot., *R. A. Pacheco et al. 218* (HUFU); Paraíso Selvagem, 'Desertinho', 24.X.2003, fl. e fr., *R. A. Pacheco et al. 691* (HUFU); Fazenda do Sr. José Onório, estrada para 'Escada de Pedras', 29.XI.2003, fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3769* (HUFU); Paraíso Selvagem, cachoeira do Alpinista, 15.IX.2004, fl. e bot., *C.A. Faria et al. 82* (HUFU); *idem*, 15.IX.2004, fl. e bot., *E. K. O. Hattori et al. 433* (HUFU); *idem*,

15.IX.2004, bot., *J. N. Nakajima et al. 3864* (HUFU); *idem,* 15.IX.2004, fl. e bot., *R. Romero et al. 7119* (HUFU); *idem,* 10.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7303* (HUFU).

Miconia pseudonervosa ocorre em São Paulo, Minas Gerais, Rio de janeiro, Goiás e Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis é encontrada em mata de galeria e mata ciliar. Coletada com flores em abril e de setembro a novembro, e com frutos em abril, outubro e novembro.

31. *Miconia rubiginosa* (Bonpl.) DC., Prodromus 3:183. 1828. Fig. 2 s-t

Arbustos, arvoretas ou árvores, 1,5–3 m alt. Ramos cilíndricos, subcilíndricos no ápice. Indumento dos ramos, face adaxial e abaxial das folhas, nervuras e hipanto moderadamente a densamente setoso-dendrítico, tricomas ferrugíneos. Folhas opostas, pecíolo 5–9 mm compr.; lâmina 7,2–12 × 3–5,7 cm, discolor, elíptica a oval-lanceolada, ápice agudo-acuminado, base arredondada a subcordada, margem inteira, ciliada, levemente revoluta, 2 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas 10,5–18 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis; hipanto ca. 2 × 1,5 mm, oblongo; cálice com lacínias internas 1–2 × 1–1,5 mm, triangulares, ápice agudo, lacínias externas, triangulares, ápice apiculado; pétalas 2–3 × 1,5–2 mm, brancas, obovais, ápice arredondado, margem ciliado-glandulosa no ápice; estames 10, desiguais, creme, filetes 1,5–2 mm compr., glabros, anteras 1,5–2 × 0,5 mm, oblongas, ápice atenuado, uniporosas, conectivo ca. 0,2 mm compr. prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral biauriculado, conectivo dos estames antepétalos calcarado dorsalmente, glabro, conectivo dos estames antesépalos expandido dorsalmente, glabro; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete 4–4,5 mm compr., creme, ápice arroxeado, reto, glabro, estigma truncado. Baga 3–4 × 2,5–3,5 mm, atropurpúrea; sementes 1–1,5 × 0,5–1 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Estrada para a Gurita, 7.X.2002, fl. e bot., *R. Romero et al. 6369* (HUFU); Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3218* (HUFU); estrada para a Gurita, 03.XII.2002, bot., *R.L. Volpi et al. 291* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para cachoeira Salto Solitário, 4.XII.2002, fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3330* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 12.III.2003, fr., *R.L. Volpi et al. 545* (HUFU); Fazenda do Sr. José Onório, estrada para 'Escada de Pedras', 23.X.2003, bot., *J. N. Nakajima et al. 3609* (HUFU); *idem,* 26.XI.2003, bot., *R. Romero et al. 6746* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 9.XI.2005, fl. e bot., *R. Romero et al. 7285* (HUFU); *idem,* 9.XI.2005, fl. e bot., *R. Romero et al. 7296* (HUFU).

Miconia rubiginosa ocorre da Costa Rica à Bolívia, e no Cerrado dos estados brasileiros de São Paulo, Minas Gerais, Mato Grosso, Goiás, Bahia, Pará, Amazonas, Rondônia e Roraima. Nas serras de Delfinópolis é encontrada em campo rupestre, cerrado rupestre, borda e interior de mata mesófila semidecídua, capão de mata em vertente de cachoeira e mata de galeria. Exemplares foram coletados com flores em março e de outubro a dezembro, e com frutos em março, novembro e dezembro.

32. *Miconia sellowiana* Naudin, Ann. Sci. Nat., Ser. 3, Bot. 16:206. 1851. Fig. 2 u

Árvores, ca. 3 m alt. Ramos cilíndricos, decorticantes para a base. Indumento dos ramos, face abaxial das folhas, nervuras e hipanto moderadamente piloso-dendrítico, face adaxial das folhas glabra. Folhas opostas, pecíolo 1–1,5 cm compr.; lâmina 8,5–13 × 2–3,5 cm, discolor, lanceolada, ápice longo acuminado, base atenuada, levemente decurrente no pecíolo, margem serreada, 2 pares de nervuras acródromas, 3–5 mm compr. suprabasais, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial, domáceas foliares presente. Panículas 2–8 cm compr., terminais. Flores 5-meras, sésseis ou subsésseis; hipanto ca. 2 × 2 mm, campanulado; cálice com lacínias internas ca. 0,3 × 0,5–0,7 mm, triangulares, ápice arredondado, lacínias externas triangulares, ápice agudo; pétalas 1,5–2 × 1–1,5 mm, brancas, obovais, ápice arredondado, margem não ciliada; estames 10, subiguais, creme, filetes 1,5–2 mm compr., glabros, anteras 1,5–2 × 0,5 mm, oblongas,

uniporosas, poro amplo, inclinado ventralmente, conectivo ca. 0,5 mm compr. prolongado abaixo das tecas, inapendiculado a curto bilobado ventralmente; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete ca. 3 mm, creme, reto, glabro, estigma truncado. Baga 2–3 × 2,5 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1,5 × 1 mm, piramidais, superfície lisa.

Material examinado: Paraíso Selvagem, trilha para mata do Canyon, 22.X.2003, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3564* (HUFU); *idem*, 22.X.2003, fl., *J. N. Nakajima et al. 3567* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para Salto do Canyon, 27.XI.2003, fr., *R. A. Pacheco et al. 709* (HUFU).

Miconia sellowiana ocorre nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro, Minas Gerais, Goiás e no Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis esta espécie é encontrada em mata mesófila semidecídua e mata de galeria. Coletada com botões florais e flores em outubro e com frutos em novembro.

33. *Miconia theaezans* (Bonpl.) Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(4): 419. 1888. Fig. 2 v

Arvoretas, ca. 3 m alt. Ramos subcilíndricos a cilíndricos. Ramos, faces adaxial e abaxial das folhas e hipanto glabros. Folhas opostas, pecíolo 1–2,2 cm compr.; lâmina 4,8–10 × 2,5–3 cm, discolor, elíptica a oboval, ápice agudo a curto acuminado, base arredondada, margem serreada, 2 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas 8–16 cm compr., terminais. Flores 5-meras; pedicelo ca. 0,5 mm compr.; hipanto 1–1,5 × 1,5 mm, campanulado; cálice com lacínias internas ca. 0,5 × 1–1,5 mm, triangulares, ápice agudo a arredondado, lacínias externas triangulares, ápice agudo; pétalas 1–1,5 × 1 mm, brancas, obovais, ápice arredondado, margem não ciliada; estames 10, iguais, creme, filetes ca. 2 mm compr., glabros, anteras ca. 1 × 0,5 mm, oblongas, ápice truncado, 4-porosas, conectivo ca. 0,2 mm compr., prolongado abaixo das tecas, espessado no dorso, bituberculado ventralmente; ovário 2-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, glabro; estilete ca. 3 mm compr., creme, reto, glabro, estigma truncado. Baga 1–2 × 1–2 mm, atropupúrea, sementes ca. 0,5 × 0,2 mm, curvas, superfície tuberculada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 29.XI.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3803* (HUFU).

Miconia theaezans é amplamente distribuída no Neotrópico, ocorrendo desde a América Central até o estado de Santa Catarina. Nas serras de Delfinópolis esta espécie ocorre em campo rupestre, próximo a cursos d'água. Coletada com botões florais, flores e frutos em novembro.

34. *Microlicia canastrensis* Naudin, Ann. Sci. Nat., Ser. 3, Bot. 3:174: 1845. Fig. 3 a-c

Subarbustos, 0,3–1 m alt. Ramos jovens quadrangulares, adultos subcilíndricos a cilíndricos, glabrescentes. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice glutinoso, tricomas glandulares sésseis e pedicelados. Folhas opostas, sésseis; lâmina 6–15 × 2–7 mm, concolor, oval-oblonga, ápice agudo, curto-apiculado, base arredondada, margem inteira, ciliado-glandulosa, 1 par de nervuras acródromas basais, nervura central proeminente na face abaxial. Flores 5-meras, solitárias, terminais e axilares; pedicelo ca. 2 mm compr.; hipanto 3–3,5 × 1,5–2 mm, oblongo; lacínias do cálice 3,5–5,5 mm compr., longo triangulares, ápice agudo, longo-apiculado; pétalas 8–13 × 4–7,5 mm, púrpuras, oboval-oblongas, ápice agudo a acuminado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, filetes 5–5,5 mm, purpúreos, glabros, anteras 2–3 × 0,5 mm, amarelas, rostro 0,5–1 mm compr., oblongas, uniporosas, estames antepétalos com conectivo ca. 1 mm compr., prolongado abaixo das tecas, amarelo ou púrpura, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., amarelo, expandido; estames antesépalos com conectivo 2–3 mm compr., apêndice ventral 1–1,5 mm compr., amarelo, obtuso; ovário 3-locular, livre, glabro; estilete 6–6,5 mm compr., púrpura, filiforme, curvo no ápice, glabro; estigma truncado. Cápsula, 4–5 × 3 mm,

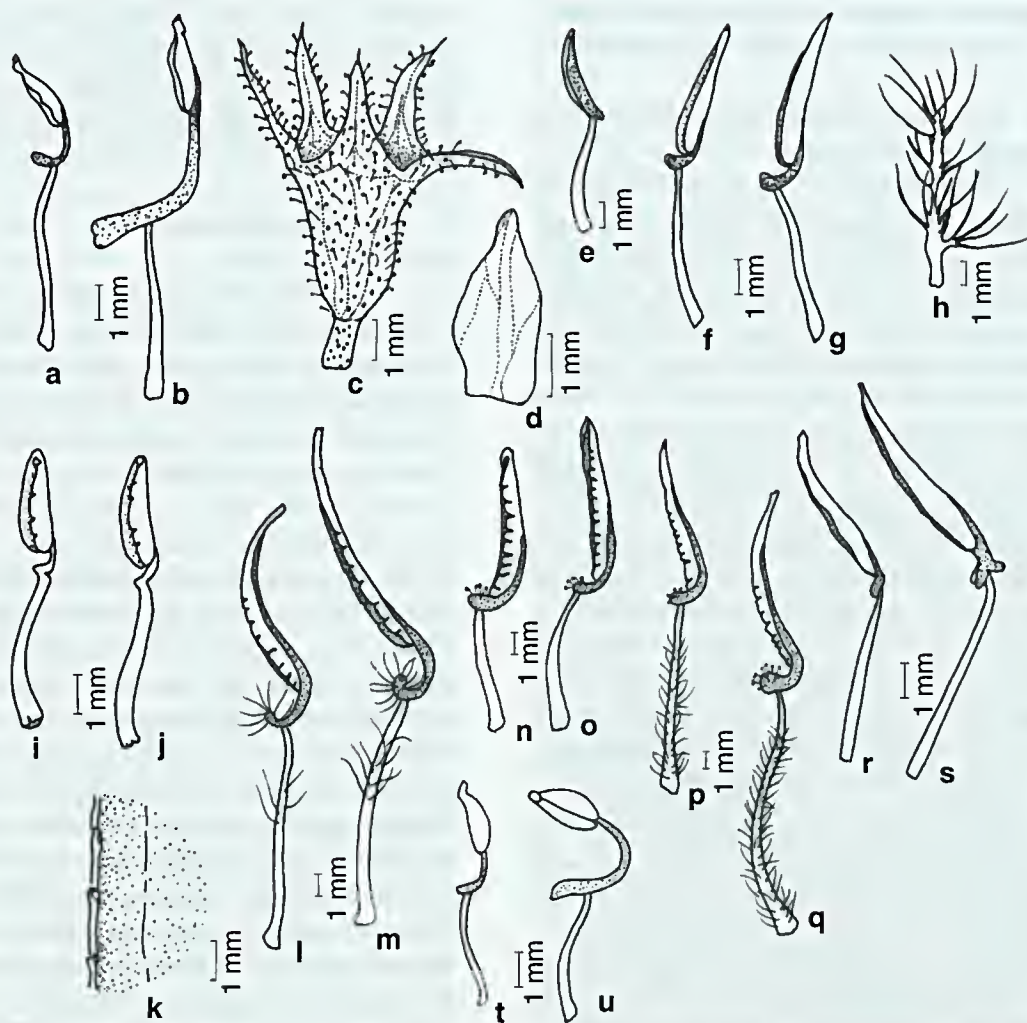



Figura 3 – a-c. *Microlicia canastrensis* – a. estame antepétalo; b. estame ante-sépalo; c. hipanto (*Romero 6234*). d-e. *Ossaea congestiflora* – d. pétala; e. estame (*Nakajima 3364*). f-h. *Pterolepis repanda* – f. estame antepétalo; g. estame ante-sépalo; h. tricoma penicilado (*Romero2286*). i-k. *Svitramia integerrima* – i. estame antepétalo; j. estame ante-sépalo; k. detalhe da margem da lâmina foliar (*Romero 6853*). l-m. *Tibouchina aegopogon* – l. estame antepétalo; m. estame ante-sépalo (*Volpi 327*). n-o. *T. bergiana* – n. estame antepétalo; o. estame ante-sépalo (*Romero 6750*). p-q. *T. candolleana* – p. estame antepétalo; q. estame ante-sépalo (*Hattori 391*). r-s. *T. gracilis* – r. estame antepétalo; s. estame ante-sépalo (*Nakajima 3352*). t-u. *Trembleya phlogiformis* – t. estame antepétalo; u. estame ante-sépalo (*Pacheco 138*).

castanha; sementes ca. 0,7 × 0,5 mm, curvas, superfície papilosa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 10.IV.2002, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6323* (HUFU); *idem,* 10.IV.2002, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6234* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.X.2002, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6448* (HUFU); *idem,* 5.XII.2002, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 379* (HUFU); estrada para a Gurita, 9.III.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3439* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 10.III.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 542* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 12.III.2003, fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 586* (HUFU); *idem,* 17.V.2003, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 604* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 9.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7294* (HUFU).

Microlicia canastrensis ocorre somente no sudoeste e noroeste do estado de Minas Gerais. Nas serras de Delfinópolis é encontrada em

campo rupestre e, ocasionalmente, em cerrado rupestre. Coletada com botões, flores e frutos de março a maio e de outubro a dezembro.

35. *Microlicia euphorbioides* Mart., Nov. Gen. Sp. Pl. 3:107. 1831.

Subarbustos, 0,3–1 m alt. Caule cilíndrico, glabrescente, decorticante e áfilo para a base, ramos quadrangulares. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice hirsuto, e com tricomas glandulares sésseis. Folhas opostas, pecíolo 0,5–1 mm compr.; lâmina 5–20 × 2–7 mm, concolor, elíptica, ápice agudo, curto-apiculado, base atenuada a arredondada, margem crenulada, ciliada, 1–2 pares de nervuras acródromas, 0,5–1,5 mm compr. suprabasais. Flores 5-meras, solitárias, terminais ou axilares; pedicelo 1,5–2,5 mm compr.; hipanto 3–3,5 × 1,5 mm, oblongo, suburceolado; lacínias do cálice 2–3 × 0,5–1 mm, triangular-lanceoladas, ápice agudo, longo-apiculado; pétalas 4–6 × 2–3 mm, brancas ou róseas, oboval-oblongas, ápice agudo, curto-apiculado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, amarelos; estames antepétalos com filetes 2–3 mm compr., glabros, anteras 1–1,5 × 0,5 mm, rostro 0,3–0,5 mm compr., oblongas, uniporosas, conectivo 1–1,5 mm compr., prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr.; estames ante-sépalos com filetes 3–4 mm compr., glabros, anteras ca. 1,5 × 0,5 mm, rostro 0,3–0,5 mm compr., oblongas, uniporosas, conectivo 1–2,5 mm compr. prolongado, apêndice ventral ca. 1 mm compr.; ovário 3-locular, livre, glabro; estilete 4–6 mm compr., amarelo, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 3–3,5 × 1,5–2,5 mm, atropurpúrea; sementes ca. 0,5 mm compr., curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.IV.2002, fl., fr. e bot., *R.A. Pacheco et al. 136* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 7.XII.2002, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 463* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para cachoeira Salto Solitário, 11.III.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6727* (HUFU).

Microlicia euphorbioides ocorre nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Mato Grosso e Goiás. Esta espécie é encontrada exclusivamente em campo rupestre nas serras de Delfinópolis. Coletada com botões, flores e frutos nos meses de março, abril e dezembro.

36. *Microlicia fasciculata* Mart., Nov. Gen. Sp. Pl. 3:105. 1820.

Subarbustos, 40–60 cm alt. Ramos jovens quadrangulares, adultos subcilíndricos, decorticantes, áfilos para a base. Indumento dos ramos e face adaxial e abaxial das folhas viloso, do hipanto e lacínias do cálice hirsuto, e com tricomas glandulares sésseis. Folhas opostas sésseis; lâmina 3–10 × 1,5–6 mm, concolor, elíptica, oval ou oval-lanceolada, ápice agudo, apiculado, base arredondada, margem ciliado-glandulosa, 1 par de nervuras acródromas basais. Flores 5-meras, solitárias, terminais ou axilares; pedicelo 1–2 mm compr.; hipanto ca. 4 × 2–2,5 mm, oblongo, urceolado; lacínias do cálice 2–3 × 1–1,5 mm, triangulares, ápice longo apiculado; pétalas 7,5–10,5 × 6–8 mm, magenta, obovais, ápice agudo a arredondado, curto-apiculado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, amarelos; estames antepétalos com filetes 3–4 mm compr., glabros, anteras 2,5–3 × 0,7 mm, rostro 0,5–0,8 mm compr., oblongas, uniporosas, conectivo ca. 1 mm compr. prolongado abaixo das tecas, inapendiculado; estames ante-sépalos com filetes 4–5 mm, glabros, anteras 3–3,5 × 0,7–1 mm, rostro ca. 0,8 mm compr., oblongas, uniporosas, conectivo 2–3 mm compr. prolongado, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., expandido; ovário 3-locular, livre, glabro; estilete 8–9 mm compr., amarelo, ápice róseo, reto, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 2,5–4 × 2–3 mm, castanha; sementes ca. 0,5 mm compr., curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.IV.2002, fl., fr. e bot., *R.A. Pacheco et al. 96* (HUFU); *idem*, 11.X.2002, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6440* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 13.III.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6751* (HUFU); *idem*, 23.X.2003, fl., fr. e bot., *R.L. Volpi et al. 754* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio

de Pedras', 25.X.2003, fl. e fr., *R. L. Volpi et al. 764* (HUFU); *idem*, 25.X.2003, fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3650* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 29.XI.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3796* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 14.IX.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 377* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7293* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7299* (HUFU).

Microlicia fasciculata ocorre nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Goiás, Bahia e no Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis é encontrada em campo rupestre e, mais raramente, em campo úmido. Coletada com flores em março, abril e de setembro a novembro, e com frutos em março, abril, outubro e novembro.

37. ***Microlicia fulva*** (Spreng.) Cham., Linnaea 9: 391. 1834.

Subarbustos, 30–80 cm alt. Caule subcilíndrico, decorticante, áfilo para a base, ramos jovens quadrangulares a subquadrangulares. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice velutíneo, e com tricomas glandulares sésseis. Folhas opostas, pecíolo ca. 0,5 mm compr.; lâmina 3–10 × 1,5–6 mm, concolor, elíptica, oval a oboval, ápice agudo, curto-apiculado, base arredondada, margem inteira ou crenulada, ciliada, 1–2 pares de nervuras acródromas basais. Flores 5-meras, solitárias, terminais e axilares; pedicelo 1,5–2,5 mm compr.; hipanto 2–3 × 1,5–2,5 mm, oblongo-campanulado; lacínias do cálice 3–4 × 0,7–1 mm, triangulares, ápice acuminado; pétalas 8,4–13,6 × 5–6,5 mm, púrpuras, oblongas a obovais, ápice arredondado-acuminado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, estames antepétalos com filetes 2,5–3,5 mm compr., purpúreos, glabros, anteras 1,5–2 × 0,3 mm, amarelas, rostro 0,3–0,5 mm compr., oblongas, uniporosas, conectivo 0,7–1,5 mm compr., prolongado abaixo das tecas, amarelo, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., expandido; estames ante-sépalos com filetes 3–4 mm compr., purpúreos, glabros, anteras 2–2,5 × 0,5 mm, purpúreas, rostro 0,5–0,8 mm compr., uniporosas, conectivo 2,5–4 mm compr. prolongado, purpúreo; apêndice ventral 1–1,5 mm compr., expandido; ovário 3-locular, livre, glabro; estilete 5–7 mm compr., purpúreo, filiforme, glabro, estigma truncado. Cápsula 2,5–4 × 2–3 mm, castanha; sementes ca. 1,5 × 0,5 mm, curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.IV.2002, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 106* (HUFU); *idem*, 5.XII.2002, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 397* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 500* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 12.III.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 543* (HUFU); *idem*, 12.III.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 597* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 15.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 612* (HUFU); *idem*, 15.V.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6885* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 17.V.2003, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 636* (HUFU); *idem*, 17.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 721* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 23.X.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 744* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 9.XI.2005, fl., *R. Romero et al. 7290* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7297* (HUFU).

Microlicia fulva ocorre nos estados do Rio de Janeiro, Minas Gerais, Goiás, Bahia e no Distrito Federal. Esta espécie é encontrada nas serras de Delfinópolis em campo rupestre e, ocasionalmente, em campo limpo arenoso e cerrado. Coletada com botões, flores e frutos de março a maio e de outubro a dezembro.

38. ***Microlicia inquinans*** Naudin, Ann. Sci. Nat. Ser. 3, Bot. 3:171. 1845.

Subarbustos, 0,3–1 cm alt. Ramos jovens quadrangulares, adultos subcilíndricos. Indumento dos ramos moderadamente hirsuto, das faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice piloso-glanduloso, glutinoso, tricomas glandulares sésseis e pedicelados, raramente entremeado com tricomas simples. Folhas opostas, sésseis; lâmina 9–20 × 2–6 mm, concolor, oval-oblonga a oval-lanceolada, ápice agudo, base arredondada, margem crenulada, raramente ciliada, tricomas simples, ambas as faces vernicosas, 2–3 pares de nervuras acródromas basais, nervura central proeminente na face abaxial. Flores 5-meras, solitárias e/

ou reunidas em grupos de 3–6, terminais; pedicelo ca. 1 mm compr.; hipanto 3–4 × 3–3,5 mm, campanulado; lacínias do cálice 3,5–5,5 × 1,5 mm, triangulares, ápice agudo-apiculado; pétalas 11–18 × 5–9 mm, purpúreas, obovais, raro oblongas, ápice agudo-acuminado, margem não ciliada; estames 10, desiguais; estames antepétalos com filetes 4,5–6,5 mm compr., metade inferior amarela, metade superior púrpura, glabros, anteras 2,5–3 × 0,7 mm, amarelas, rostro 0,5–0,7 mm compr., oval-oblongas, uniporosas, conectivo 1–1,5 mm compr., prolongado abaixo das tecas, amarelo, apêndice ventral ca. 0,7 mm compr., amarelo, expandido; estames ante-sépalos com filetes 5,5–7 mm compr., metade inferior amarela, metade superior púrpura, glabros, anteras 2,5–3 × 0,8–1 mm, purpúreas, rostro ca. 0,8 mm compr., oval-oblongas, uniporosas, conectivo 3–5 mm compr. prolongado, púrpura, apêndice ventral 1,5–2 mm compr., púrpura, expandido; ovário 3-locular, livre, glabro; estilete 5–7,5 mm compr., púrpura, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 3–4,5 × 3–4 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1 × 0,5 mm, curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 10.IV.2002, fl. e bot., *R. Romero et al. 6254* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.IV.2002, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 91* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 482* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 536* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para cachoeira Salto Solitário, 11.III.2003, fl. e bot., *R. Romero et al. 6706* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 15.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 634* (HUFU).

Microlicia inquinans ocorre somente no sudoeste e noroeste do estado de Minas Gerais. Nas serras de Delfinópolis é encontrada somente em campo rupestre. Coletada com botões, flores e frutos de março a maio.

39. *Microlicia isophylla* DC., Prodromus 3:120. 1828.

Subarbustos, 40–50 cm alt. Ramos jovens quadrangulares, folhosos, adultos subcilíndricos, decorticantes, áfilos para a base. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice glanduloso, tricomas glandulares sésseis. Folhas opostas, sésseis; lâmina 2–3 × 0,5–4 mm, concolor, ereta, elíptica ou oblongo-lanceolada, ápice acuminado, curto-apiculado, base atenuada, margem inteira, não ciliada, uma nervura central evidente em ambas as faces. Flores 5-meras, solitárias, terminais e axilares; pedicelo 1,5–2 mm compr.; hipanto ca. 2,5 × 1–1,5 mm, oblongo; lacínias do cálice 1,5–2,5 × 0,5 mm, linear-triangulares, ápice apiculado; pétalas 6,5–8 × 3,5–4 mm, púrpuras, obovais, ápice agudo-acuminado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, filetes purpúreos, glabros, anteras oval-oblongas, uniporosas; estames antepétalos com filetes 3–3,5 mm compr., anteras ca. 1 × 0,5 mm, amarelas, rostro 0,1–0,4 mm, compr. conectivo ca. 1 mm compr., prolongado abaixo das tecas, amarelo, apêndice ventral ca. 0,3 mm compr., amarelo, expandido; estames ante-sépalos com filetes ca. 4 mm compr., anteras ca. 1,5 × 0,5 mm, purpúreas, rostro ca. 0,1–0,4 mm compr., conectivo ca. 2 mm compr. prolongado, púrpura, apêndice ventral ca. 1,5 mm compr., amarelo, expandido; ovário 3-locular, livre, glabro; estilete ca. 3,5 mm compr., amarelo, ápice púrpura, filiforme, glabro, estigma truncado. Cápsula 3–3,5 × 2–2,5 mm, castanha; sementes ca. 0,5 × 0,3 mm, curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fr., *J. N. Nakajima et al. 3210* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 12.III.2003, fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 588* (HUFU).

Material adicional examinado: BRASIL, MINAS GERAIS: São Roque de Minas, Parque Nacional da Serra da Canastra, estrada para a nascente do rio São Francisco, 20.III.1996, fl., fr. e bot., *R. Romero & J.N. Nakajima et al. 3382* (HUFU).

Microlicia isophylla ocorre nos estados de São Paulo, Rio de Janeiro e Minas Gerais. Esta espécie é encontrada somente em campo rupestre nas serras de Delfinópolis. Coletada com botões e flores em março e frutos em outubro.

40. *Microlicia polystemma* Naudin, Ann. Sci. Nat. Ser. 3, Bot. 3:179. 1845.

Subarbustos, 0,2–1 m alt. Ramos jovens quadrangulares, folhosos, adultos subquadrangulares. Indumento dos ramos, faces adaxial

e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice hirsuto, e com tricomas glandulares sésseis. Folhas opostas, sésseis; lâmina 4–12 × 2–6 mm, concolor, oval-lanceolada, ápice agudo, apiculado, base arredondada, margem inteira ou levemente serreada, longo-ciliada, 1–2 pares de nervuras acródromas basais. Flores 5-meras, solitárias, terminais e axilares; pedicelo 1,5–2 mm compr.; hipanto 4–4,5 × 2 mm, oblongo; lacínias do cálice 3–3,5 × 0,5–1 mm, triangulares, ápice acuminado, longo-apiculado, margem ciliada; pétalas 9–13 × 6–11 mm, púrpuras, obovais, ápice arredondado, raramente curto-apiculado, margem não ciliada; estames 10, desiguais, amarelos, glabros, anteras oblongas, uniporosas; estames antepétalos com filetes 3–4 mm compr., anteras 2–3 × 0,5–0,7 mm, rostro 0,3–0,6 mm compr., conectivo 0,7–1 mm compr., prolongado abaixo das tecas, inapendiculado; estames ante-sépalos com filetes 3,5–4,5 mm compr., anteras 2,5–3,5 × 0,5–0,7 mm, rostro 0,5–0,7 mm compr., conectivo 1,5–2 mm compr. prolongado, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., expandido; ovário 3-locular, livre, glabro; estilete 6–8,5 mm compr., púrpura ou amarelo com ápice púrpura, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 4–5 × 2,5–3 mm, castanha; sementes 0,7–1 × 0,5 mm, levemente curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para cachoeira Triângulo, 6.XII.2002, fl., fr. e bot., *J.N. Nakajima et al. 3364* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 10.III.2003, fl., fr. e bot., *R.L. Volpi et al. 491* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 13.III.2003, fl. e bot., *R. Romero et al. 6749* (HUFU); Estrada para a Gurita, 14.V.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6826* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 23.X.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3607* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 14.IX.2004, fl. e bot., *C. A. Faria et al. 63* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7284* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 7302* (HUFU).

Microlicia polystemma ocorre nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Mato Grosso e Goiás. Nas serras de Delfinópolis esta espécie é encontrada em campo rupestre e, mais raramente, em campo úmido. Coletada com botões e flores em março, maio e de setembro a dezembro e com frutos em março, maio e de outubro a dezembro.

41. ***Ossaea congestiflora*** (Naudin) Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(4): 553. 1888.

Fig. 3 d-e

Subarbustos ou arbustos, 0,4–1,5 m alt. Ramos cilíndricos. Indumento dos ramos e face abaxial das folhas densamente viloso, da face adaxial das folhas, brácteas, hipanto e lacínias do cálice densamente adpresso-setoso. Folhas opostas, pecíolo 3–8 mm compr.; lâmina concolor, elíptica, oval-lanceolada, ápice agudo a arredondado, base arredondada, raramente atenuada, margem crenulada, ciliada, face adaxial bulada, 2 pares de nervuras acródromas basais ou 5–8(–11) mm compr. suprabasais, nervuras impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Cimeiras glomeriformes, axilares; brácteas 4–5,5 × 3–4 mm, foliáceas, ovais, ápice agudo, raramente apiculado, margem ciliada. Flores 5-meras, sésseis; hipanto ca. 2,5 × 3 mm, campanulado; cálice com lacínias internas translúcidas, triangulares, margem ciliada, lacínias externas translúcidas, linear-triangulares, margem ciliada; pétalas 3,5–4 × 1 mm, brancas, lanceoladas, ápice agudo, margem não ciliada; estames 10, desiguais, creme, filetes 3–4 mm compr., glabros, anteras 2–2,5 × 0,5 mm, oblongas, uniporosas, conectivo não prolongado abaixo das tecas, inapendiculado ventralmente, lobado dorsalmente nos estames antepétalos, bilobado nos estames ante-sépalos; ovário 3-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, ápice setoso; estilete 5,5–7,5 mm compr., creme, filiforme, glabro, estigma punctiforme. Baga 3–4 × 3–3,5 mm, atropurpúrea; sementes 0,7–1 × 0,5 mm, levemente curvas, superfície lisa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 13.IV.2002, fr., *R. L. Volpi et al. 101* (HUFU); *idem*, 13.IV.2002, fr., *R. L. Volpi et al. 109* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para cachoeira Triângulo, 6.XII.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3383* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 15.V.2003, fr., *R. Romero et al. 6862* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 17.V.2003, fr., *R. A. Pacheco et al. 634*

(HUFU); *idem*, 17.V.2003, fr., *R.L. Volpi et al. 718* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 9.XI.2005, fl. e bot., *R. Romero et al. 7298* (HUFU).

Ossaea congestiflora ocorre nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Goiás e no Distrito Federal. Esta espécie é encontrada em campo rupestre, cerrado rupestre, campo limpo e cerrado das serras de Delfinópolis. Coletada com flores em novembro e dezembro e com frutos em abril, maio e dezembro.

42. *Pterolepis repanda* (DC.) Triana, Trans. Linn. Soc. Bot. 28(1): 39. 1871. Fig. 3 f-h

Ervas, ca. 10 cm alt. Ramos quadrangulares. Indumento dos ramos densamente adpresso-setoso, das faces adaxial e abaxial das folhas e nervuras densamente estrigoso, hipanto com tricomas penicilados, não glandulares. Folhas opostas, pecíolo 2–3,5 mm compr.; lâmina 20–28 × 9–11 mm, concolor, oval-lanceolada, ápice agudo, longo-apiculado, base arredondada, raramente atenuada, margem inteira, ciliada, um par de nervuras acródromas basais. Cimeiras reduzidas, terminais. Flores 4-meras; pedicelo ca. 1 mm compr.; hipanto ca. 4 × 3 mm, campanulado; lacínias do cálice ca. 4,5 × 4,5 mm, triangulares, ápice agudo, terminado em seta longa; pétalas 12,5–15 × 11–11,5 mm, róseas, obovais, ápice truncado, margem ciliado-glandulosa; estames 8, subiguais, filetes 6–7 mm compr., amarelos, ápice púrpura, anteras 4,5–5,5 × 0,7–1 mm, púrpuras, oblongas, uniporosas, conectivo 0,7–1 mm compr. prolongado abaixo das tecas, bilobado ventralmente; ovário 4-locular, livre, ápice setoso; estilete ca. 10,5 mm compr., púrpura com base creme, reto, glabro, estigma punctiforme. Cápsula ca. 5 × 2,5 mm, castanha; sementes ca. 0,5 mm compr., subcocleadas, superfície tuberculada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 12.III.2003, fr., *R. L. Volpi et al. 556* (HUFU).

Material adicional examinado: BRASIL, MINAS GERAIS: São Roque de Minas, Parque Nacional da Serra da Canastra, estrada para cachoeira dos Rolinhos, 14.V.1995, fl., *R. Romero et al. 2286* (HUFU).

Pterolepis repanda ocorre no Paraguai e Bolívia e no Brasil nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Mato Grossso do Sul, Mato Grosso, Goiás, Bahia e no Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis esta espécie é encontrada em campo rupestre. Coletada com frutos em março.

43. *Svitramia hatschbachii* Wurdack, Boletim Museu Botânico Municipal 10:1. 1973.

Subarbustos ou arbustos, 0,6–1,5 m compr.. Caule cilíndrico, ramos subcilíndricos. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, e bractéolas glutinoso, com tricomas glandulares sésseis, do hipanto e lacínias do cálice furfuráceo, glutinoso. Folhas opostas, sésseis; lâmina 4,2–10,5 × 1,5–4,6 cm, elíptica, oval-lanceolada, ápice agudo a arredondado, base arredondada a levemente cordada, margem estrigoso-ciliada, 3–4 pares de nervuras acródromas basais. Dicásios simples ou compostos, terminais; bractéolas 6–7 × 3,5–4 mm, membranosas, oblongas, ápice obtuso, margem esparsamente ciliada. Flores 5-meras; pedicelo 1–2 mm compr.; hipanto 3–4 × 3,5–4 mm, campanulado; lacínias do cálice 2–3,5 × 2–3 mm, oblongas, ápice arredondado, margem inteira, raro ciliada no ápice; pétalas 8–14 × 7–13 mm, magenta, obovais, ápice truncado, margem ciliada no ápice; estames 10, desiguais, filetes 2,5–3,5 mm compr., róseos, glabros, anteras 2–2,5 × 0,7 mm, amarelas, oblongas, uniporosas, conectivo ca. 0,3 mm compr., prolongado abaixo das tecas, espessado no dorso, estames antepétalos ventralmente inapendiculado, estames ante-sépalos ventralmente curto bilobado nos estames ante-sépalos; ovário 5-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, adpresso-setoso no ápice; estilete ca. 4 mm compr., ápice creme, base rósea, filiforme, ápice curvo, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 4–6 × 4–5 mm, marrom; sementes ca. 0,5 mm compr., cocleadas, superfície papilosa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 10.IV.2002, fl. e bot., *R. Romero et al. 6241* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.IV.2002, fl. e bot., *R. A. Pacheco et al. 98*

(HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 13.III.2003, fl. e bot., *R. Romero et al. 6759* (HUFU); estrada para a Gurita, 14.V.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6824* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 15.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 621* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 17.V.2003, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 617* (HUFU); *idem*, 17.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 681* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 14.IX.2004, fr., *E. K. O. Hattori et al. 397* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fr., *R. Romero et al. 7080* (HUFU); Estrada para a Gurita, 8.XI.2005, fr., *R. Romero et al.* 7272 (HUFU).

Svitramia hatschbachii ocorre no sul e sudoeste do estado de Minas Gerais. Esta espécie é encontrada nos campos rupestres das serras de Delfinópolis. Coletada com flores de março a maio e com frutos em maio, setembro e novembro.

44. *Svitramia integerrima* R. Romero & A.B. Martins, Kew Bull. 58(2): 403. 2003. Fig. 3 i-k

Subarbustos ou arbustos, 0,6–2,5 m alt. Ramos jovens subcilíndricos, adultos cilíndricos. Indumento dos ramos e faces adaxial e abaxial das folhas piloso-glanduloso, com tricomas glandulares sésseis, das brácteas, hipanto e lacínias do cálice piloso-glanduloso, com tricomas glandulares pedicelados e sésseis. Folhas opostas, sésseis, patentes, semiamplexicaules; lâmina 2,2–6,5 × 1,5–4 cm, concolor, oval a oval-lanceolada, ápice agudo, raro curto-acuminado, base arredondada a subcordada, margem inteira, raro estrigoso-ciliada, 5–7 pares de nervuras acródromas basais, proeminentes em ambas as faces. Dicásios simples ou compostos, terminais; bractéolas 8–9 mm compr., translúcidas, côncavas, margem ciliado-glandulosa. Flores 5-meras; pedicelo 1,5–3,5 mm compr.; hipanto ca. 3,5 × 3 mm, campanulado; lacínias do cálice 1,5–3,5 × 1,5 mm, oval-triangulares, ápice arredondado, margem ciliado-glandulosa; pétalas 6–8 × 4–6,5 mm, brancas, obovais, ápice arredondado, margem ciliado-glandulosa, principalmente no ápice; estames 10, subiguais, creme, filetes 3–4 mm compr., glabros, anteras 2,5–3,5 × 0,5 mm, oblongas, uniporosas, conectivo 0,3–0,5 mm compr., prolongado abaixo das tecas, dorso espessado, apêndice ventral bilobado; ovário 5-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, ápice adpresso-setoso; estilete 4–5,5 mm compr., creme, filiforme, ápice curvo, glabro, estigma punctiforme. Cápsula ca. 4 × 3–4 mm, marrom; sementes 2–2,5 × 1–1,5 mm, cocleadas, superfície papilosa.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 5.XII.2002, fr., *R. L. Volpi et al. 373* (HUFU); *idem*, 15.V.2003, fl. e bot., *R. Romero et al. 6853* (HUFU); Paraíso selvagem, trilha para Salto do Canyon, 16.V.2003, fl. e bot., *R. Romero et al. 6918* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 17.V.2003, , fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 651* (HUFU); *idem*, 17.V.2003, fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 706* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 14.IX.2004, fr., *E. K. O. Hattori et al. 388* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl. e fr., *R. Romero et al. 7089* (HUFU); *idem*, 9.XI.2005, fr., *R. Romero et al. 7291* (HUFU).

Svitramia integerrima é endêmica do estado de Minas Gerais ocorrendo somente nas serras de Delfinópolis, onde é encontrado em campo rupestre e, ocasionalmente, em cerrado rupestre e cerrado. Coletada com flores de maio e setembro e com frutos em setembro, novembro e dezembro.

45. *Svitramia pulchra* Cham., Linnaea 9:446. 1834.

Subarbustos ou arbustos, 0,8–1,5 m alt. Ramos jovens subcilíndricos, adultos cilíndricos, decorticantes. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas estrigoso, tricomas bulboso, bractéolas com tricomas glandulares sésseis, do hipanto e lacínias do cálice furfuráceo, com tricomas glandulares sésseis e adpresso-setosos. Folhas opostas, sésseis ou pecíolo 3–4 mm compr.; lâmina 7–9,5 × 1,6–3,5 cm, discolor, elíptica, raramente oboval, ápice agudo, base arredondada a atenuada, margem estrigoso-ciliada, 3 pares de nervuras acródromas basais. Dicásios reduzidos, terminais; bractéolas 6–8 mm compr., membranáceas, margem ciliada. Flores 5-meras; pedicelo 1–1,5 mm compr.; hipanto 2,5–3 × 2,5–3 mm, campanulado; lacínias do cálice

2–3 × 1,5–2 mm, ápice arredondado, margem setoso-ciliada; pétalas 9–11 × 6–11 mm, magenta, obovais, ápice retuso, margem inteira, base raramente ciliada; estames 10, subiguais, filetes 3–3,5 mm compr., róscos, glabros, anteras 2–2,5 × 0,5 mm, creme, oblongas, uniporosas, conectivo ca. 0,3 mm compr., prolongado abaixo das tecas, inapendiculado; ovário 5-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, ápice adpresso-setoso; estilete 4–5 mm compr., metade superior creme, metade inferior róseo, filiforme, ápice curvo, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 4–7 × 4–5 mm, marrom; sementes 0,5–0,7 × 0,3 mm, cocleadas, superfície papilosa.

Material examinado: Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fr., *J. N. Nakajima et al. 3211* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para o Salto Solitário, 16.V.2003, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 587* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para mata do Canyon, 22.X.2003, fr., *J. N. Nakajima et al. 3547* (HUFU); Paraíso Selvagem, trilha para o Salto do Canyon, 27.XI.2003, fr., *R. A. Pacheco et al. 708* (HUFU); Estrada para Delfinópolis, cachoeiras do ribeirão Bom Jesus, 28.XI.2003, fr., *R. Romero et al. 7034* (HUFU).

Svitramia pulchra ocorre no sul e sudoeste do estado de Minas Gerais. Esta espécie é encontrada em campo rupestre das serras de Delfinópolis. Coletada com flores em maio e com frutos em maio, outubro e novembro.

46. *Svitramia* sp. nov.

Subarbustos ou arbustos, ca. 80 cm alt. Caule cilíndrico a subcilíndrico, ramos achatados. Caule, ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, brácteas, hipanto e lacínias do cálice glabros. Folhas opostas, sésseis, semiamplexicaule; lâmina 2,8–3,5 × 3,6–5 cm, discolor, cordiforme, ápice arredondado, terminado em tricoma espinescente único, base cordada, margem ciliado-estrigosa, 7–9 pares de nervuras acródromas basais, proeminentes na face abaxial. Dicásios simples ou compostos, reduzidos ou não, terminais; bractéolas 4–5 mm compr., côncavas, translúcidas, oblongas, margem ciliado-glandulosa, principalmente no ápice. Flores 5-meras; pedicelo 3–4 mm compr.; hipanto 3,5–4 × 4 mm, campanulado; lacínias do cálice 3–4 × 2 mm, oval-triangulares, ápice arredondado, margem ciliado-glandulosa; pétalas 7–9,5 × 6–8,5 mm, brancas, obovais, ápice arredondado, margem ciliado-glandulosa na metade superior; estames 10, subiguais, creme, filetes 3–4 mm compr., glabros, anteras 3–3,5 × 0,7–1 mm, oblongas, uniporosas, conectivo ca. 0,5 mm compr., prolongado abaixo das tecas, dorso espessado, apêndice ventral bilobado; ovário 5-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, ápice ciliado-glanduloso; estilete 5,5–6 mm compr., creme, filiforme, ápice curvo, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 4–5 × 3–4 mm, nigrescente; sementes ca. 0,5 × 0,3 mm, cocleadas, superfície papilosa.

Material examinado: Paraíso Selvagem, trilha para cachoeira Salto Solitário, 11.III.2003, fl., fr. e bot., *R. Romero et al. 6707* (HUFU).

Svitramia sp. (não descrita até o momento) ocorre ao longo das serras do Complexo Canastra, a sudoeste de Minas Gerais. Nas serras de Delfinópolis é encontrada em campo rupestre. Coletada com flores e frutos em março.

47. *Tibouchina aegopogon* (Naudin) Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(3): 383. 1885. Fig. 3 l-m

Subarbustos, 0,4–1 m alt. Ramos subcilíndricos no ápice, cilíndricos na base, decorticantes. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, brácteas, hipanto e lacínias do cálice lepidoto. Folhas opostas, pecíolo 5–10 mm compr.; lâmina 8,8–16 × 3–6,5 cm, concolor, elíptica, oval ou lanceolada, ápice agudo, base arredondada ou atenuada, margem inteira, 2 pares de nervuras acródromas basais, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas de glomérulos 23–49 cm compr., terminais; brácteas 5–6,5 × 1,5–3 mm, triangular-lanceoladas, ápice agudo-acuminado, margem ciliada. Flores 5-meras; pedicelo 1,5–2,5 mm compr.; hipanto 9–10,5 × 7–7,5 mm, oblongo-campanulado; lacínias do cálice 4,5–5 × 3–3,5 mm, triangulares, ápice acuminado, margem ciliada; pétalas 23–26 × 17–18 mm, púrpuras, obovais, ápice retuso, assimétrico, margem

ciliado-glandulosa; estames 10, desiguais, filetes creme, esparsamente vilosos, anteras creme, base púrpura, subuladas, uniporosas; estames antepétalos com filetes 12–13 mm compr., anteras 6,5–9 × 1–1,5 mm compr., conectivo 2,5–3 mm compr., prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., biauriculado, púrpura, viloso; estames antesépalos com filetes ca. 13 mm compr., anteras 11–12 × 1–1,5 mm, conectivo 4,5–5 mm compr. prolongado, apêndice ventral 0,7–1 mm compr., biauriculado, púrpura, viloso; ovário 5-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, setoso; estilete 18,5–20 mm compr., creme, ápice rósco, filiforme, ápice curvo, glabro, estigma punctiforme. Cápsula 8–10 × 6–7 mm, atropurpúrea; sementes ca. 1 × 0,5 mm, cocleadas, superfície tuberculada.

Material examinado: Estrada para Fazenda Paraíso, 5.XII.2002, fl., fr. e bot, *R. L. Volpi et al. 327* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 5.XII.2002, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 402* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para cachoeira Triângulo, 6.XII.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3373* (HUFU); Fazenda do Sr. José Onório, estrada para 'Escada de Pedras', 29.XI.2003, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3783* (HUFU).

Tibouchina aegopogon ocorre nos estados de São Paulo, Minas Gerais e Goiás. Nas serras de Delfinópolis ocorre em campo rupestre, cerrado rupestre e campo limpo. Coletada com flores e frutos em novembro e dezembro.

48. *Tibouchina bergiana* Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(3):316. 1885. Fig. 3 n-o

Arbustos, 60–80 cm alt. Ramos quadrangulares. Indumento dos ramos, face adaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice esparsamente a moderadamente estrigoso, da face abaxial das folhas e brácteas esparsamente seríceo. Folhas opostas, pecíolo 3–5 mm compr.; lâmina 10,2–13,5 × 3,5–4,3 cm, discolor, oblongo-lanceoladas, ápice agudo-acuminado, base arredondada, margem inteira, às vezes estrigosa-ciliada, 2–3 pares de nervuras acródromas basais, impressas na face adaxial, proeminentes na face abaxial. Panículas 7–10 cm compr., terminais e axilares; brácteas 8–10 × 4–6 mm, côncavas, ápice agudo, margem ciliada. Flores 5-meras; pedicelo 2–3,5 mm compr.; hipanto 5–6 × 3–4 mm, oblongo; lacínias do cálice 6–6,5 × 3–4 mm, triangulares, ápice agudo, margem ciliada; pétalas 17–18,5 × 13,5–15 mm, púrpuras, obovais, ápice subretuso, levemente assimétrico, margem ciliada; estames 10, subiguais, filetes 3,5–5 mm compr., creme, base vinácea, tricomas glandulares esparsos na metade inferior, anteras 5–5,5 × 0,8 mm, creme, base vinácea, subuladas, ápice atenuado, uniporosas, conectivo ca. 0,8 mm compr. prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral curto bilobado, com tricomas glandulares; ovário 5-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, ápice adpresso-setoso; estilete ca. 8 mm compr., vináceo, creme no ápice, filiforme, metade inferior setoso, estigma truncado.

Material examinado: Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 12.III.2003, fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 590* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha das cachoeiras, 13.III.2003, fl. e bot., *R. Romero et al. 6750* (HUFU).

Tibouchina bergiana ocorre somente no estado de Minas Gerais. Esta espécie é encontrada nos campos rupestres das serras de Delfinópolis. Coletada com botões e flores no mês de março. Frutos não encontrados.

49. *Tibouchina candolleana* (Mart. *ex* DC.) Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(3): 339. 1885. Fig. 3 p-q

Árvores, 2,5–5 m alt. Ramos quadrangulares no ápice, subquadrangulares. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, brácteas, hipanto e lacínias do cálice estrigoso, tricomas com ramificações curtas. Folhas opostas, pecíolo 6–12 mm compr.; lâmina 5–7,5 × 1–2,3 cm, discolor, elíptico-lanceolada, raramente oboval, ápice agudo, curto acuminado, base atenuada, margem levemente crenada, ciliada, 1–2 pares de nervuras acródromas, 3–6 mm compr. suprabasais, segundo par confluindo acima do primeiro. Panículas 3–7 cm compr., raramente flores solitárias, terminais e axilares; brácteas 5–8 × 1,5–2 mm, lanceoladas, ápice agudo, margem ciliada. Flores 5-meras; pedicelo 2–3 mm compr.; hipanto 5–6 × 4 mm, oblongo; lacínias

do cálice 3,5–4,5 × 2,5–3 mm, triangulares, ápice agudo, margem ciliada; pétalas 24–25 × 14–45 mm, púrpuras, obovais, ápice arredondado, assimétrico, margem ciliada; estames 10, desiguais, filetes creme com ápice púrpura, setoso-glanduloso nos três quarto inferiores, anteras creme, base púrpura, subuladas, uniporosas; estames antepétalos com filetes ca. 9 mm compr., anteras 6,5–7,5 × 0,8 mm, conectivo ca. 0,8 mm compr., prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral ca. 0,5 mm compr., com tricomas glandulares; estames ante-sépalos com filetes 12–13 mm compr., anteras 7–9 × 0,8 mm, conectivo 1–1,5 mm compr. prolongado, apêndice ventral ca. 0,8 mm compr., com tricomas glandulares; ovário 5-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, ápice adpresso-setoso; estilete ca. 18 mm compr., púrpura, filiforme, setoso nos três quartos inferiores, estigma punctiforme. Cápsula 5–8 × 5–6 mm, atropurpúrea; sementes 0,5–0,7 × 0,5 mm, subcocleadas, superfície tuberculada.

Material examinado: Serra do Cemitério, trilha do Zé Carlinho, 9.X.2002, fl., fr. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3216* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 14.IX.2004, fl., fr. e bot., *E. K. O. Hattori et al. 391* (HUFU).

Tibouchina candolleana ocorre nos estados de Minas Gerais, Goiás, Bahia e no Distrito Federal. Nas serras de Delfinópolis é encontrada em campo rupestre e cerrado. Coletada com flores e frutos em setembro e outubro.

50. *Tibouchina gracilis* (Bonpl.) Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(3): 386. 1885.
Fig. 3 r-s

Subarbustos, 60–70 cm alt. Ramos jovens quadrangulares a subquadrangulares, adultos cilíndricos. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, brácteas, hipanto e lacínias do cálice densamente setoso-seríceo. Folhas opostas, pecíolo 3–6 mm compr.; lâmina 5–9,5 × 1–2,4 cm, concolor, lanceolada, ápice agudo, base arredondada, margem ciliada, 2 pares de nervuras acródromas basais, um par confluindo acima do primeiro par. Panículas de glomérulos 15–39,5 cm compr., terminais; brácteas 5,5–6 × 3,5–4 mm, triangulares, ápice curto-acuminado, margem ciliada. Flores 5-meras; pedicelo ca. 3 mm compr.; hipanto ca. 5 × ca. 4 mm, campanulado; lacínias do cálice ca. 5 × 2 mm, triangulares, ápice curto acuminado, margem ciliada; pétalas 15–16 × 8–9,5 mm, púrpuras, obovais, ápice arredondado, margem setoso-ciliada; estames 10, desiguais, vináceos, filetes glabros, anteras oblongas, uniporosas; estames antepétalos com filetes 6–6,5 mm compr., anteras ca. 6 × 0,7 mm, conectivo ca. 0,5 mm compr., prolongado abaixo das tecas, dorso lobado, apêndice ventral bilobado; estames ante-sépalos com filetes 7–8 mm compr., anteras 6,5–7,5 × 1 mm, conectivo ca. 0,7 mm compr. prolongado, dorso auriculado, apêndice ventral bilobado; ovário 5-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, ápice setoso; estilete ca. 16 mm compr., creme, filiforme, glabro, estigma truncado. Cápsula 5–7 × 4–5 mm, atropurpúrea; sementes ca. 0,5 × 0,3 mm, cocleadas, superfície tuberculada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para cachoeira Triângulo, 6.XII.2002, fl. e bot., *J. N. Nakajima et al. 3352* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 10.III.2003, fl. e fr., *R. L. Volpi et al. 540* (HUFU).

Tibouchina gracilis ocorre nas Guianas, Venezuela, Peru, Bolívia, Colômbia, Paraguai, Argentina e Uruguai e Brasil, sendo encontrada nos estados das Regiões Sul, Sudeste e Centro-Oeste e na Bahia. Nas serras de Delfinópolis é encontrada em campo rupestre e em campo úmido associado a campo rupestre. Coletada com flores em março e dezembro e com frutos em março..

51. *Tibouchina heteromalla* (D. Don.) Cogn., *in* Mart. & Eichler Fl. bras. 14(3): 335. 1885.

Subarbustos ou arbustos, 1–1,5 m alt. Ramos quadrangulares, caniculados. Indumento dos ramos, face adaxial das folhas e nervuras da face adaxial densamente seríceo-estrigoso, da face abaxial das folhas densamente viloso, das brácteas, hipanto e lacínias do cálice densamente seríceo. Folhas opostas, pecíolo 10–25 mm compr.; lâmina 7,5–15,5 × 4–8,3 cm, discolor, oval-lanceolada, ápice agudo, curto acuminado, base arredondada, margem inteira, às vezes ciliada, face adaxial bulada, face

abaxial foveolada, 2 pares de nervuras acródromas basais, par marginal tênue. Panículas 6,5–18 cm compr., terminais; brácteas 7–7,5 × 3–3,5 mm, triangulares, levemente côncavas, ápice acuminado, margem ciliado-glandulosa. Flores 5-meras; pedicelo 1–2 mm compr.; hipanto 3–4,5 × 2–3 mm, oblongo; lacínias do cálice 5–6 × 1,5–2 mm, longo-triangulares ou lanceoladas, ápice acuminado, margem ciliado-glanduosar; pétalas 12–13 × 9–11 mm, púrpuras, obovais, ápice arredondado, levemente truncado, margem ciliado-glandulosa; estames 10, desiguais; estames antepétalos com filetes 4–4,5 mm compr., púrpuras, tricomas glandulares na metade inferior; anteras 3,5–4 × 0,7 mm, creme, curvas, uniporosas, conectivo ca. 1 mm compr. prolongado abaixo das tecas, creme, glabro, raro com um tricoma glandular, apêndice ventral bilobado; estames ante-sépalos com filetes 5–5,5 mm compr., púrpuras, tricomas glandulares na metade inferior; anteras 4–4,5 × 0,5 mm, púrpuras, retas, uniporosas, conectivo ca. 1 mm compr. prolongado, púrpura, com tricomas glandulares, apêndice ventral curto-bilobado; ovário 5-locular, adnato ao hipanto na metade inferior, ápice densamente seríceo; estilete 4–5 mm compr., púrpura, filiforme, curvo no ápice, densamente seríceo na metade inferior, estigma truncado. Cápsula 8–10 × 4–5 mm, atropurpúrea; sementes 0,5–0,7 × 0,3–0,5 mm, subcocleadas, superfície tuberculada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.IV.2002, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 99* (HUFU); *idem*, 10.III. 2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 493* (HUFU); Fazenda Paraíso, estrada para Casinha Branca, 'Condomínio de Pedras', 12.III.2003 fl. e bot., *R. L. Volpi et al. 568* (HUFU); Estrada para a Gurita, 14.V.2003, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 544* (HUFU); Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branea, 'Escada de Pedras', 15.V.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 622* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fr., *E. K. O.Hattori et al. 360* (HUFU); *idem*, 14.IX.2004, fl. e fr., *J. N. Nakajima et al. 3824* (HUFU).

Tibouchina heteromalla ocorre nos estados de São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo, Minas Gerais, Goiás, Pernambuco, Paraíba e Ceará. Esta espécie é encontrada em campo rupestre e cerrado rupestre das serras de Delfinópolis. Coletada com flores e frutos de março a maio e em setembro.

52. *Trembleya phlogiformis* DC., Prodromus 3:126. 1828. Fig. 3 t-u

Subarbustos, 40–80 cm alt. Ramos quadrangulares, nitidamente angulados. Indumento dos ramos, faces adaxial e abaxial das folhas, hipanto e lacínias do cálice piloso-glanduloso, com tricomas glandulares pedicelados, viscoso. Folhas opostas, pecíolo 2–3 mm compr.; lâmina 3,5–5,7 × 1–2 cm, concolor, elíptica, oboval-oblonga, ápice agudo, base atenuada a arredondada, margem serreado-ciliada, 2–3 pares de nervuras acródromas basais. Flores 5-meras, solitárias, terminais e axilares; pedicelo ca. 8 mm compr.; hipanto 5–5,5–3,5 mm, oblongo, urceolado; lacínias do cálice ca. 5 × 0,5 mm, lineares, ápice agudo, longo-apiculado, margem ciliado-glandulosa; pétalas 7,5–8 × 3–3,5 mm, creme, oboval-oblongas, ápice acuminado, margem ciliado-glandulosa no ápice; estames 10, desiguais, creme, filetes glabros, anteras oblongas, uniporosas; estames antepétalos com filetes 2,5–3 mm compr., anteras 1,5–2 × 0,5 mm, conectivo ca. 1 mm compr., prolongado abaixo das tecas, apêndice ventral ca. 0,3 mm compr., expandido; estames ante-sépalos com filetes 3–3,5 mm compr., anteras ca. 2 × 0,5 mm, conectivo 2,5–3 mm compr. prolongado, apêndice ventral ca. 1 mm compr., expandido; ovário 5-locular, livre, ápice glabro; estilete ca. 4,5 mm compr., creme, filiforme, glabro, estigma truncado. Cápsula 4–8 × 2,5–4 mm, marrom; sementes ca. 0,5 mm × 0,2 mm, curvas, superfície foveolada.

Material examinado: Fazenda Paraíso, trilha para Casinha Branca, 'Escada de Pedras', 11.IV.2002, fl., fr. e bot., *R. A. Pacheco et al. 138* (HUFU); *idem*, 10.III.2003, fl., fr. e bot., *R. L. Volpi et al. 537* (HUFU).

Trembleya phlogiformis ocorre nos estados do Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro, Minas Gerais, Mato Grosso do Sul, Mato Grosso, Goiás e Bahia. Esta espécie ocorre nos campos rupestres das serras de Delfinópolis. Coletada com flores e frutos nos meses de março e maio.

Conclusões

As espécies que ocorrem em Delfinópolis pertencem a gêneros de distribuição ampla nas formações florestais do neotrópico, como *Leandra*, *Miconia*, *Ossaea* e *Tibouchina* e a gêneros bem representados nas formações rupestres das cadeias montanhosa do Brasil, como *Cambessedesia*, *Chaetostoma*, *Lavoisiera*, *Marcetia*, *Microlicia* e *Trembleya*.

O campo rupestre é a fitofisionomia predominante na região, onde foram encontradas 40 espécies de Melastomataceae, das quais 13 são exclusivas desta formação. Representantes da família também foram encontrados nas demais fitofisionomias amostradas (campo limpo, campo úmido, cerrado rupestre, mata de galeria, mata ciliar e mata mesófila semidecídua), com um número variável de espécies e hábitos.

Das 52 espécies de Melastomataceae encontradas nas serras de Delfinópolis, 15 apresentam distribuição ampla ocorrendo no Brasil e em outros países da América do Sul e/ou Central, 26 espécies ocorrem somente no território brasileiro e 10 espécies são endêmicas de Minas Gerais. Somente *Svitramia integerrima* é exclusiva dos campos rupestres das serras de Delfinópolis, formando pequenas populações. *Lithobium cordatum* e *Microlicia canastrensis*, endêmicas de Minas Gerais, estão na lista vermelha das espécies ameaçadas de extinção da flora de Minas Gerais (Mendonça & Lins 2000).

Agradecimentos

As autoras agradecem a FAPEMIG pelo apoio financeiro para a realização das expedições de coleta às Serras de Delfinópolis e ao Dr. Paulo Eugênio de Oliveira, Dr. Jimi Naoki Nakajima e Dra. Fátima Regina Salimena pelas valiosas sugestões.

Referências Bibliográficas

Araújo, G. M.; Barbosa, A. A. A.; Arantes, A. A. & Amaral, A. F. 2002. Composição florística de veredas no município de Uberlândia, MG. Revista Brasileira de Botânica 25(2): 475-493.

Clausing, G. & Renner, S. S. 2001. Molecular phylogenetics of Melastomataceae and Memecylaceae: implications for character evolution. American Journal of Botany 88(3): 486-498.

Drummond, G. M.; Martins, C. S.; Machado, A. B. M.; Sebaio, F. A. & Antonini, Y. 2005. Biodiversidade em Minas Gerais: um atlas para a sua conservação. Fundação Biodiversitas, Belo Horizonte, 222p.

Durigan, G.; Baitelo, J. B.; Franco, G. A. D. C. & Siqueira, M. F. 2004. Plantas do cerrado paulista: imagens de uma paisagem ameaçada. Páginas & Letras, São Paulo, 475p.

Giulietti, A. M.; Menezes, N. L.; Pirani, J. R.; Meguro, M. & Wanderley, M. G. L. 1987. Flora da Serra do Cipó: caracterização e lista das espécies. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 9: 1-151.

Goldenberg, R. 2004. O gênero *Miconia* (Melastomataceae) no estado do Paraná, Brasil. Acta Botanica Brasilica 18(4): 927-947.

Guedes, M. L. S. & Orge, M. D. R. 1998. *Checklist* das espécies vasculares do Morro do Pai Inácio (Palmeiras) e Serra da Chapadinha (Lençóis), Chapada Diamantina, Bahia, Brasil. Kew: UFBA/RBG. Salvador, 68p.

IBGE. 2004. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. www.ibge.gov.br. Acesso em 23/03/2006.

Martins, A. B.; Semir, J.; Goldenberg, R. & Martins. E. 1996. O gênero *Miconia* Ruiz & Pav. (Melastomataceae) no estado de São Paulo. Acta Botanica Brasilica 10(2): 267-315.

Matsumoto, K. & Martins, A. B. 2005. Melastomataceae nas formações campestres do município de Carrancas, Minas Gerais. Hoehnea 32(3): 389-420.

Mendonça, M. P. & Lins, L. V. 2000. Lista vermelha das espécies ameaçadas de extinção da flora de Minas Gerais. Fundação Biodiversistas, Belo Horizonte, 160p.

Mendonça, R. C.; Felfili, J. M.; Walter, B. M. T.; Silva-Júnior, M. C.; Rezende, A. V.; Filgueiras, T. S. & Nogueira, P. E. 1998. Flora vascular do Cerrado. *In*: Sano, S. M. & Almeida, S. P. (eds.). Cerrado: ambiente e flora. EMBRAPA-CPAC, Brasília. Pp. 290-556.

Munhoz, C. B. R. 1996. Melastomataceae no Distrito Federal, Brasil: tribo Miconieae. A. P. De Candolle. Dissertação de Mestrado. Universidade de Brasília, Brasília, 178p.

Munhoz, C. B. R. & Proença, C. E. B. 1998. Composição florística do município de Alto Paraíso de Goiás na Chapada dos Veadeiros. Boletim Herbário Ezechias Paulo Heringer 3: 102-150.

Pirani, J. R.; Giulietti, A. M.; Mello-Silva, R. & Meguro, M. 1994. Checklist in patterns of geographic distribuition of the vegetation of Serra do Ambrósio, Minas Gerais, Brazil. Revista Brasileira de Botânica 17: 133-147.

Radford, A. 1986. Fundamentals of plant systematics. Harper & Row, New York, 498p.

Ribeiro, J. F.; Silva, J. C. S. & Batmanian, G. J. 1985. Fitossociologia de tipos fisionômicos de cerrado em Planaltina, DF. Revista Brasileira de Botânica 8(2): 131-142.

Ribeiro, J. F. & Walter, B. M. T. 1998. Fitofisionomias do bioma cerrado. *In*: Sano, S. M. & Almeida, S. P. (eds.). Cerrado: ambiente e flora. EMBRAPA-CPAC, Brasília. Pp. 89-166.

Romero, R. 1996. A família Melastomataceae na Estação Ecológica do Panga, município de Uberlândia, MG. Hoehnea 23(1): 147-168.

Romero, R. 2000. A família Melastomataceae no Parque Nacional da Serra da Canastra, Minas Gerais, Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 325p.

Romero, R. & Martins, A. B. 2002. Melastomataceae do Parque Nacional da Serra da Canastra, Minas Gerais, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 25(1): 19-24.

Romero, R. & Nakajima, J. N. 1999. Espécies endêmicas do Parque Nacional da Serra da Canastra, Minas Gerais. Revista Brasileira de Botânica 22 (2-suplemento): 259-265.

Santos, A. K. A. & Silva, T. R. S. 2005. A família Melastomataceae no município de Rio de Contas, Bahia, Brasil. Sitientibus Série Ciências Biológicas 5(2): 76-92.

Siqueira, A. S.; Araújo, G. M. & Schiavini, I. 2006. Caracterização florística da Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Fazenda Carneiro, Lagamar, MG, Brasil. Biota Neotropica 6(3): 1-16.

Zappi, D. C.; Lucas, E., Stannard, B. L.; Lughadha, E. N.; Pirani, J. R.; Queiroz L. P.; Atkins, S.; Hind, D. J. N.; Giulietti, A. M.; Harley, R. M. & Carvalho, A. M. 2003. Lista das plantas vasculares de Catolés - Chapada Diamantina, Bahia, Brasil. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 21(2): 345-398.

Chuva de sementes em uma área de vegetação de Caatinga no estado de Pernambuco

Aurenívia Bonifácio de Lima[1], *Maria Jesus Nogueira Rodal*[2] & *Ana Carolina Borges Lins e Silva*[2]

Resumo

(Chuva de sementes em uma área de vegetação de Caatinga no estado de Pernambuco) Este estudo descreve a composição e a densidade da chuva de sementes em um hectare de vegetação de Caatinga. Quarenta coletores de semente, de 0,25 m² cada, foram instalados e visitados mensalmente por um ano. Foram depositadas 76 sementes/m² e 26 espécies. Os indivíduos de *Tillandsia* spp. (Bromeliaceae) contribuíram com a maioria (49%) das sementes. Não houve correlação estatística entre a densidade de deposição de sementes e a precipitação mensal. A autocoria prevaleceu nas sementes de plantas lenhosas (árvores e arbustos).
Palavras-chave: semi-árido, síndromes de dispersão, sazonalidade.

Abstract

(Seed rain in an area of Caatinga vegetation in Pernambuco State) The current study describes the composition and density of seed rain in one hectare of Caatinga vegetation. Forty seed traps of 0.25 m² each were set, and visited monthly during one year. Were sampled 76 seeds m² and 26 species. *Tillandsia* spp. (Bromeliaceae) contributed with the majority (49%) of seed deposition. There was no significative correlation between density of deposition of seeds and precipitation monthly. The seeds of woody plants (tree and bushes) were preferentially autochoric.
Key words: semi arid, seed dispersal, seasonality.

Introdução

Diferentes autores têm observado que o conhecimento do banco de sementes do solo, da chuva de sementes, e das síndromes de dispersão de uma determinada área fornece subsídios para a compreensão dos processos envolvidos na estruturação de comunidades vegetais (Schott 1995; Cubiña & Aide 2001; Kennard *et al.* 2002).

Nesse sentido, Du *et al.* (2007) argumentam que entender a chuva de sementes e sua dinâmica em condições naturais tem um papel importante para compreender os mecanismos envolvidos na regeneração natural das plantas. Corroborando essa idéia, o estudo realizado por Pakeman & Small (2005), em uma área de vegetação campestre, concluiu que as sementes oriundas da chuva de sementes têm maior probabilidade de contribuir para a regeneração da vegetação do que o banco de sementes no solo.

Mesmo havendo consenso da importância de entender o funcionamento dos sistemas tropicais, formações sazonalmente secas são comparativamente menos estudadas que as úmidas (Mooney *et al.* 1995; Pennington *et al.* 2000). Trata-se de uma situação preocupante, pois, como argumentam Khurana & Singh (2001), ecossistemas secos são os mais ameaçados na região tropical, em função de sua conversão em pastos, em vegetação secundária ou áreas agrícolas.

No Brasil, por exemplo, a maioria dos estudos sobre chuva de sementes foi desenvolvida nas florestas da Região Sudeste, especialmente em diferentes tipologias de Floresta Atlântica (Penhalber & Mantovani 1997; Grombone-Guaratini & Rodrigues 2002; Araújo *et al.* 2004; Pivello *et al.* 2006) e não há estudo na Caatinga, vegetação caducifólia espinhosa, típica do semi-árido do nordeste brasileiro.

Os primeiros estudos sobre o funcionamento das comunidades na Caatinga tiveram início no final da década de 80, enfocando a fenologia (Barbosa *et al.* 1989, 2003; Machado *et al.*

Artigo recebido em 07/2007. Aceito para publicação em 10/2008.
[1] Programa de Pós-Graduação em Botânica – UFRPE, 52171-900, Recife, PE, Brasil.
[2] Departamento de Biologia – UFRPE, 52171-900, Recife, PE, Brasil.
Autor para correspondência: mrodal@terra.com.br

1997; Lima 2007), as síndromes de dispersão (Griz & Machado 2001; Barbosa *et al.* 2002), os sistemas de reprodução (Machado & Lopes 2004), a dinâmica de populações (Araújo 1998) e o banco de sementes (Costa & Araújo 2003; Mamede & Araújo 2008; Pessoa 2007).

Na vegetação de áreas sazonalmente secas como as florestas secas (Hubbell 1979) e as diversas tipologias de vegetação sob climas semi-áridos (Lyaruu 1999), desértico e semi-desérticos (Howe & Smallwood 1982), há predomínio de espécies vegetais com dispersão pelo vento (anemocoria). Com base no exposto e considerando que na Caatinga há acentuada sazonalidade dos eventos fenológicos (Machado *et al.* 1997) e predomínio de espécies autocóricas e anemocóricas (Lima 2007) espera-se que a chuva de sementes apresente uma acentuada sazonalidade.

Diante disso, este trabalho teve como objetivos avaliar se existe relação entre: (1) a flora da chuva de sementes com a flora da área de estudo; (2) os totais pluviométricos mensais e a densidade de deposição da chuva de sementes ao longo do ano e (3) a estacionalidade na deposição de sementes e o tipo de hábito e a síndrome de dispersão.

Material e Métodos

Área de estudo

A Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) Maurício Dantas localiza-se na depressão do médio São Francisco, entre os municípios de Betânia e Floresta, Pernambuco (Fig. 1a-b). Ocupa 1.485 ha, está a 415 km de Recife em altitudes que variam de 490 a 690 m. A área onde foi montado o experimento está situada a 515 m de altitude.

O clima da área é BSh'w, segundo a classificação de Köppen. A temperatura média anual apresenta-se em torno de 25°C e precipitação média anual é de 511 mm, com déficit hídrico de 11 meses (Ministério da Agricultura 2003). A Figura 2a mostra a distribuição mensal

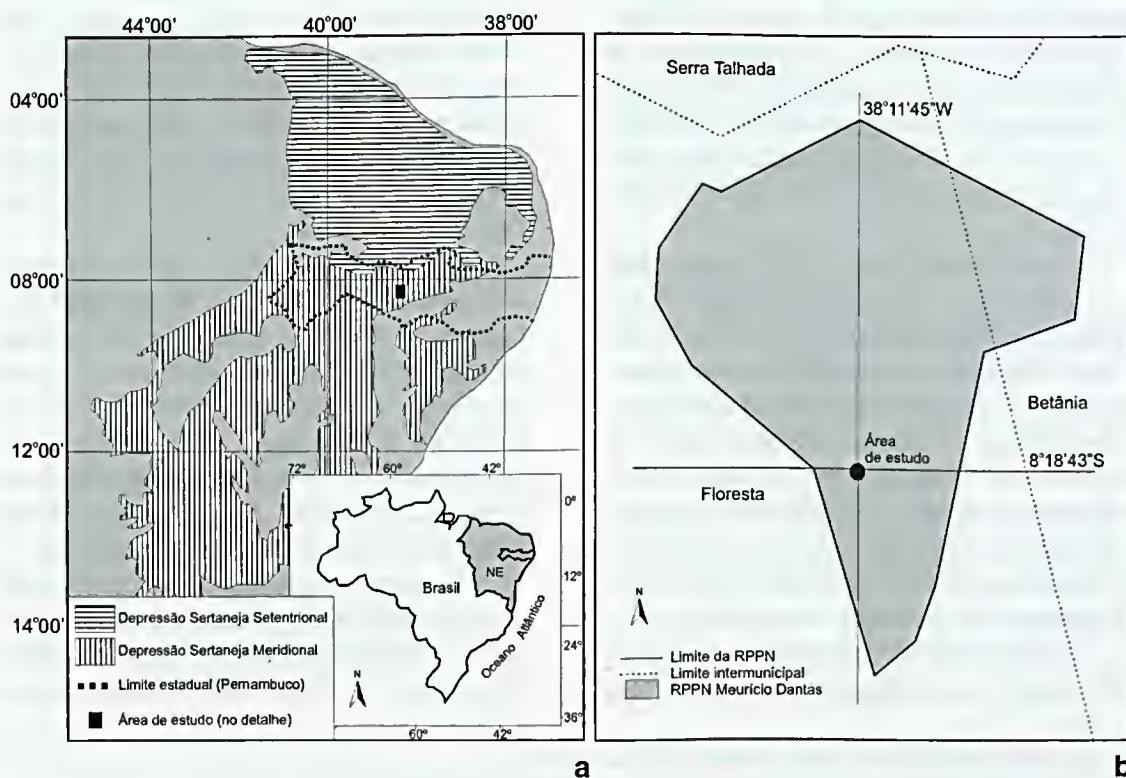



Figura 1 – a. Mapa indicando a localização da área de estudo; b. detalhe localizando a RPPN Maurício Dantas, nos municípios Betânia e Floresta, Pernambuco, Brasil.

da temperatura e precipitação no período deste estudo. A vegetação é caducifólia espinhosa, com fisionomia arbustivo-arbórea (Rodal *et al.* 2008) e os solos rasos e pedregosos (Embrapa 2003).

Coleta e tratamento de dados

Em agosto de 2003, 40 coletores de sementes foram distribuídos dentro de um hectare (100 × 100 m) divido em parcelas de 10 × 10 m. A disposição dos coletores foi realizada a partir da determinação de quatro transectos, com 30 m de distância entre si, onde foram instalados 10 coletores, a cada 10 m, no vértice das parcelas. Cada coletor possuía 0,25 cm² (0,5 × 0,5 cm) e ficava a 50 cm acima do solo. A área amostral total foi de 10 m². Os coletores, construídos com canos de policloreto de vinila, possuíam uma tela de náilon, com malha de 1 mm e profundidade de 20 cm, foram visitados mensalmente durante um ano. Todo o material retido foi colocado em sacos plásticos e levado a laboratório.

Entre setembro de 2003 e agosto de 2004, todo o material recolhido dos coletores foi triado com auxílio de lupa estereomicroscópica e separado em frações de folhas, galhos, flores, frutos, sementes e outros (insetos, pedras, excrementos etc.), de acordo com a metodologia usual (Hardesty & Parker 2002). Os frutos presentes nas amostras foram abertos para a retirada das sementes. Todas as sementes foram identificadas ou separadas por morfotipos, sendo contadas e colocadas em sacos plásticos devidamente identificados.

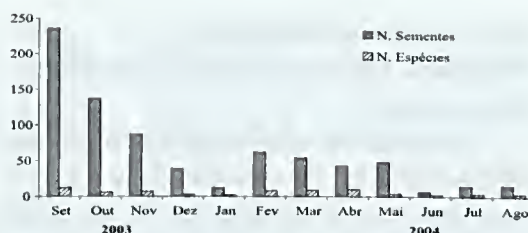
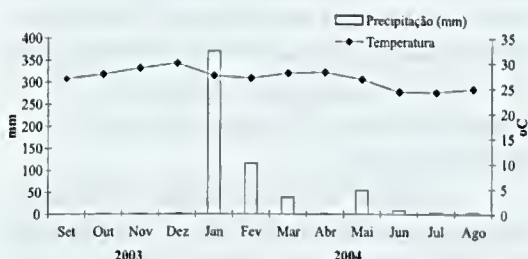
A identificação foi realizada por comparação com sementes recolhidas de duplicatas de plantas devidamente identificadas da coleção da RPPN Mauricio Dantas depositada no herbário Professor Vasconcelos-Sobrinho (PEUFR), ou de frutos *in vivo* coletados durante as idas ao campo, e ainda com auxílio de especialistas. Quando não foi possível identificar as sementes a partir dos procedimentos anteriores, estas foram colocadas para germinar, em vasos com areia estéril com regas diárias, tendo seu crescimento acompanhado na casa

a

b

Figura 2 – a. Precipitação mensal (setembro de 2003 a agosto de 2004) da estação meteorológica do município de Floresta, Pernambuco; b. gráfico da deposição mensal de sementes e de espécies em uma área de 10 m² no período de setembro de 2003 a agosto de 2004. RPPN Maurício Dantas, Betânia/Floresta, Pernambuco.

de vegetação até a floração. O material botânico coletado foi identificado seguindo os procedimentos usuais (Mori *et al.* 1989), adotando o sistema de Cronquist (1981).

Os frutos e sementes foram observados quanto à morfologia externa para determinação da síndrome de dispersão de acordo com Van der Pijl (1982). Quando os frutos não foram amostrados nos coletores, procedeu-se à coleta destes em indivíduos da mesma espécie presentes na área de estudo ou nas proximidades.

A partir dos dados coletados foram calculadas as densidades de deposição de sementes total e mensal (sementes/m²), dividindo-se o número de sementes pela área amostral total (Mueller-Dombois & Ellenberg 1974). A relação entre a chuva de sementes e a precipitação mensal foi analisada pelo teste de correlação de Spearman (Ayres *et al.* 2000). Foi utilizado o teste estatística circular de Rayleigh (Zar 1996) para avaliar se a densidade de deposição mensal da chuva de sementes é uniforme.

Resultados e Discussão

Densidade total e composição do banco de sementes

As espécies e suas respectivas densidades de deposição (mensais e totais) estão na Tabela 1. Nos 10 m² foram amostradas 756 sementes (75,6 sementes/m²) distribuídas em 26 espécies e 14 famílias, sendo Euphorbiaceae a de maior riqueza com seis espécies, seguida por Poaceae (três) e Cucurbitaceae (duas). Em número de sementes, destacaram-se: Bromeliaceae com 371, seguida por Acanthaceae (117), Euphorbiaceae (103), Amaranthaceae (50) e Rubiaceae (40).

A análise comparativa das 26 espécies ocorrentes neste estudo com a lista florística de 101 espécies de plantas vasculares do hectare apresentada por Rodal (comunicação pessoal) mostrou que 14 espécies foram comuns. Apenas *Calotropis procera*, responsável por 1% da chuva de sementes, não foi registrada naquele trabalho, sendo possível que essas sementes tenham vindo de áreas próximas ao hectare onde se instalou o experimento. Maiores considerações a respeito da chuva de sementes, se de origem autóctone ou não, ficam limitadas já que 12 táxons não foram determinados. A respeito da origem das sementes, Mostacedo & Fredericksen (2000) indicam que, de modo geral, a chuva de sementes reflete as espécies que estão produzindo frutos na imediata vizinhança dos coletores.

A densidade total de deposição de sementes e o número de espécies encontraram-se abaixo dos valores relatados em diversos estudos realizados em florestas mais úmidas, onde o número de sementes variou de 288 sementes/m² (Marimon & Felfili 2006) a 1804,2 sementes/m² (Penhalber & Mantovani 1997); e o de espécies de 54 (Grombone-Guaratini & Rodrigues 2002) a 200 (Hardesty & Parker 2002). Como observaram Grombone-Guaratini & Rodrigues (2002) os valores da chuva de sementes podem ser bastante variáveis, refletindo questões metodológicas ou diferenças específicas de cada comunidade estudada.

Estacionalidade na produção de sementes

A maior densidade de deposição foi registrada em setembro/2003 (23,6 sementes/m²) e a menor em junho/2004 (0,7 sementes/m²). O maior intervalo de deposição ocorreu no período seco (setembro/2003 a dezembro/2003) (Fig. 2b), onde foram depositadas 65,8% de todas as sementes. Excluindo *Tillandsia* spp., epífita que produz grande quantidade de sementes, nota-se grande concentração em setembro, devido basicamente a *Ruellia gemniflora*, e um pico entre fevereiro e abril.

A variação na densidade de deposição entre as espécies foi bastante acentuada, com *Tillandsia* spp. contribuindo com 49% das sementes e cinco táxons e três plantas distintas e indeterminadas com apenas uma semente. Dezesseis (16) espécies depositaram sementes antes do inicio do período chuvoso (setembro/2003 a dezembro/2003) e 15 no período chuvoso (janeiro/2004 a abril/2004). Apesar de *Calotropis procera, Gomphrena vaga, Herissantia tiubae, Ruellia gemniflora* e *Tillandsia* spp. liberarem sementes tanto no período seco quanto no chuvoso, mais de 70% dessa deposição ocorreu no período seco (setembro/2003 a dezembro/2003). Outras como *Croton rhamnifolioides*, *C. sonderianus* e *Diodia* sp., que também depositaram sementes nos dois períodos, tiveram mais de 70% de suas sementes registradas no período chuvoso (janeiro/2004 a abril/2004), confirmando o padrão registrado por Lima (2007) para essas duas espécies de *Croton*. Uma possível hipótese para explicar o padrão dessas duas espécies foi apresentado por Griz & Machado (2001) ao comentaram que a dispersão balística dessas espécies (englobada dentro da autocoria neste trabalho) é bastante relacionada com a ocorrência de chuva, provavelmente pela influência da umidade na deiscência do fruto.

A análise do grau de correlação entre a precipitação mensal (Fig. 2a) e a deposição mensal de sementes (Fig. 2b) não apontou significância entre as variáveis ($r_s = -0,3844$;

Tabela 1 – *Lista das famílias e espécies amostradas em uma área de 10 m², com suas densidades de deposição mensais e totais (DT), em sementes/m², densidades relativas (DR) e síndromes de dispersão (SD), ordenadas de forma decrescente. SD = anemocoria (AN), autocoria (AC), zoocoria (Z) e não determinada (ND). RPPN Mauricio Dantas, Betânia/Floresta, Pernambuco.*

Família	Espécie	2003				2004								DT	DR	SD
		set	out	nov	dez	jan	fev	mar	abr	mai	jun	jul	ago	(sem/m²)	(%)	
Bromeliaceae	*Tillandsia* spp.	7,7	10,5	7,3	3,1	0,6	0,6	0,8	1,2	4,0	0,3	1,0	-	37,1	49,08	AN
Acanthaceae	*Ruellia gemniflora* Kunth	9,7	0,5	-	-	-	-	-	0,6	-	-	0,1	0,8	11,7	15,49	AC
Euphorbiaceae	*Croton rhamnifolioides* Pax & K. Hoffm.	0,9	0,9	-	-	-	4,2	0,3	0,6	-	0,3	0,3	-	7,5	9,92	AC
Amaranthaceae	*Gomphrena vaga* Mart.	3,1	0,6	-	-	-	-	0,6	-	-	0,1	-	0,6	5,0	6,62	AN
Rubiaceae	*Diodia* sp.	0,2	-	-	-	0,6	0,6	1,9	0,5	0,1	-	-	0,1	4,0	5,29	AC
Euphorbiaceae	*Croton sonderianus* Müll. Arg.	-	-	0,3	-	-	0,4	1,1	0,4	-	-	-	-	2,2	2,92	AC
Anacardiaceae	*Myracrodruon urundeuva* Allemão	0,6	0,9	0,2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1,7	2,26	AN
Malvaceae	*Herissantia tiubae* (K. Schum.) Brizicky	0,3	0,3	0,4	-	-	0,1	-	0,2	-	-	-	0,1	1,4	1,86	Z
Poaceae	Poaceae A	0,6	-	0,3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,9	1,19	AN
-	Indeterminada A	-	-	-	-	-	-	0,4	0,3	-	-	-	-	0,7	0,92	AN
Poaceae	*Tragus berteronianus* Schult.	-	-	-	-	-	-	-	-	0,6	-	-	-	0,6	0,79	Z
Fabaceae	Fabaceae A	-	-	-	0,5	-	-	-	-	-	-	-	-	0,5	0,66	AC
Apocynaceae	*Aspidosperma pyrifolium* Mart.	-	-	0,1	0,3	-	-	-	-	-	-	-	-	0,4	0,53	AN
Asclepiadaceae	*Calotropis procera* (Aiton) W.T. Aiton	0,1	-	0,1	-	-	0,1	-	-	-	-	-	-	0,3	0,39	AN
Burseraceae	*Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B. Gillett	-	-	-	-	-	-	0,1	0,1	-	-	-	-	0,2	0,26	Z
Euphorbiaceae	*Manihot* cf. *epruinosa* Pax & Hoffm.	-	-	-	-	-	-	-	0,2	-	-	-	-	0,2	0,26	AC
Cucurbitaceae	*Cayaponia* sp.	0,2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,2	0,26	AN
Euphorbiaceae	*Croton* sp.2	-	-	-	-	-	-	-	0,2	-	-	-	-	0,2	0,26	AC
Euphorbiaceae	*Jatropha mollissima* Pohl & Baill.	-	-	-	-	-	-	0,1	-	-	-	-	-	0,1	0,13	AC
Mimosaceae	*Mimosa ophthalmocentra* Mart. *ex* Benth.	-	-	-	-	-	0,1	-	-	-	-	-	-	0,1	0,13	AC
Poaceae	*Paspalum fimbriatum* Kunth	-	-	-	-	-	-	-	-	0,1	-	-	-	0,1	0,13	AN
Euphorbiaceae	*Croton* sp.1	-	-	-	-	-	-	0,1	-	-	-	-	-	0,1	0,13	AC
Cucurbitaceae	Cucurbitaceae A	0,1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,1	0,13	AN
–	Indeterminada B	0,1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,1	0,13	AN
–	Indeterminada C	-	-	-	-	-	0,1	-	-	-	-	-	-	0,1	0,13	ND
–	Indeterminada D	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,1	-	0,1	0,13	ND

p=0,2172). Nota-se uma maior deposição de sementes no final do período seco (setembro/2003 a dezembro/2003), com cerca de 50 sementes/m^2 enquanto no chuvoso (janeiro/2004 a abril/2004) o valor caiu para 17 sementes/m^2.

O padrão de sazonalidade na deposição de sementes também é relatado em diversas formações florestais estacionais da região Sudeste (Penhalber & Mantovani 1997; Grombrone-Guaratini & Rodrigues 2002). Os trabalhos de Simpson *et al.* (1989) e Khurana & Singh (2001) observaram que muitas espécies abastecem o seu banco de sementes para que se estabeleçam quando chegar a época chuvosa. Além disso, Grombrone-Guaratini & Rodrigues (2002) sugerem também a maior disponibilidade de agentes dispersores neste período.

Estacionalidade na produção de sementes e síndromes de dispersão

Onze espécies apresentaram síndrome de dispersão anemocórica, 10 espécies foram autocóricas, havendo três espécies zoocóricas, duas das quais epizoocóricas: *Herissantia tiubae* (Malvaceae) e *Tragus berteronianus* (Poaceae). Duas espécies não foram determinadas com relação à síndrome (Tab. 1). Em termos de densidade de deposição, houve predomínio da anemocoria com 61,6% das sementes (basicamente em função de *Tillandsia* spp), seguida pela autocoria (35,2%) e zoocoria (2,9%).

A relação entre síndromes de dispersão e os períodos seco (setembro/2003 a dezembro/2003), chuvoso (janeiro/2004 a abril/2004) e pós-chuvoso (maio/2004 a agosto/2004), indicou que a anemocoria foi predominante no período seco. Tais resultados estão de acordo com outros estudos realizados em florestas tropicais, onde as sementes dispersadas pelo vento predominaram durante a estação seca e no início da estação chuvosa, tal como observado por Jackson (1981) no Espírito Santo, Grombone-Guaratini & Rodrigues (2002) em São Paulo, e por Carrière *et al.* (2002) em Camarões.

A autocoria prevaleceu em número de espécies durante o período chuvoso, havendo número semelhante de sementes nos períodos seco e chuvoso. Não foi possível definir um padrão para as espécies zoocóricas que estiveram ausentes apenas em dois meses (dezembro/2003 e janeiro/2004). Das três espécies zoocóricas, apenas *Commiphora leptophloeos* apresentou preferência em dispersar seus frutos durante a estação chuvosa (março e abril). Esta espécie possui frutos carnosos (Barroso *et al.* 1999), o que pode atrair agentes dispersores em um período de maior circulação de animais como o chuvoso.

Pode-se afirmar que na chuva de sementes da área de estudo predominaram espécies que tem vetores de dispersão não bióticos. A escassez de trabalhos realizados em áreas com as condições climáticas e vegetacionais similares a este estudo torna difícil a comparação dos resultados encontrados. Entretanto, o predomínio de espécies com vetores não bióticos na chuva de sementes na Caatinga da RPPN Maurício Dantas corrobora os padrões encontrados nos trabalhos fenológicos realizados em Pernambuco, onde a zoocoria foi a síndrome de dispersão característica de floresta úmida (Griz & Machado 1998) enquanto a autocoria e a anemocoria foram predominantes na Caatinga (Machado *et al.* 1997; Lima 2007).

Estacionalidade na produção de sementes e hábitos

O hábito arbustivo foi representado por sete espécies: *Calotropis procera, Croton rhamnifolioides, C. sonderianus, Diodia* sp., *Gomphrena vaga, Herissantia tiubae* e *Ruellia geminiflora*, que perfizeram 42,5% do total de sementes. As árvores foram representadas por seis espécies: *Myracrodruon urundeuva, Aspidosperma pyrifolium, Commiphora leptophloeos, Jatropha mollissima, Manihot* cf. *epruinosa* e *Mimosa ophthalmocentra*, que representaram 3,6% do número de sementes. *Tillandsia* spp. foi a única epífita amostrada, sendo a de maior densidade de sementes (Tab. 1). No que se refere às espécies lenhosas (árvores e arbustos), houve o predomínio da autocoria. Adicionalmente,

foram registradas três espécies herbáceas e duas trepadeiras que representaram 2,1% e 0,4% do número total de sementes, respectivamente. Sete espécies não tiveram seu hábito determinado.

Os resultados da chuva de sementes refletem basicamente a estrutura da vegetação, com exceção do valor de epífitas uma vez que o número e a densidade das espécies arbustivas é muito maior que o de árvores como atestam os dados de estrutura coletados por Rodal *et al.* (2008) no hectare.

A relação entre hábito e síndrome de dispersão indicou ainda que aproximadamente metade das espécies arbóreas e arbustivas são autocóricas enquanto nas espécies herbáceas mais de 66% são anemocóricas. Todas as trepadeiras classificam-se como anemocóricas. O único gênero de epífita registrado neste estudo (*Tillandsia* spp.) é anemocórico e sua elevada densidade pode estar associada, como observou Gentry (1983), ao fato de espécies epífitas tenderem a produzir sementes de menor tamanho e em maior quantidade para um maior sucesso na sua dispersão até locais apropriados. Além disso, Jackson (1981) observou que sementes pequenas possuem desvantagens em seu estabclecimento e por isso são produzidas em maior quantidade.

Vale destacar que apesar das espécies arbóreas e arbustivas apresentarem pouca diferença em número de espécies, em termos de densidade de sementes os arbustos apresentaram quase 12 vezes mais deposição que as árvores. Todavia, também se deve levar em conta que a densidade das árvores é muito menor que a de arbustos, tanto no hectare do experimento (Rodal *et al.* dados não publicados) quanto em diversos levantamentos de Caatinga tanto em ambientes mais secos (Araújo *et al.* 2005; Rodal *et al.* 2005) como mais úmidos (Alcoforado-Filho *et al.* 2003). Para maiores considerações são necessários dados sobre banco de semente para diferentes espécies da Caatinga.

O resultado do teste de estatística circular de Rayleigh confirma a hipótese de que a distribuição da chuva de sementes apresenta forte sazonalidade ao longo do ano ($Z=18,2128$, $0,001<p<0,002$), mostrando que há uma grande concentração de eventos numa determinada época do ano (setembro).

Conclusões

A análise da correlação entre a densidade de deposição de sementes e as taxas de precipitação mensais não apontou significância entre estas duas variáveis, apesar de notar-se uma maior deposição de sementes durante o período seco. Tais resultados sugerem a necessidade de estudar o padrão de queda sementes pelo menos por dois anos. A relação entre densidade de deposição de sementes e o hábito/síndrome de dispersão confirmou os dados que a literatura relata para Caatinga, com o predomínio da autocoria nas espécies lenhosas (árvores e arbustos), seguido de anemocoria.

Referências Bibliográficas

Alcoforado-Filho, F. G.; Sampaio, E. V. S. B. & Rodal, M. J. N. 2003. Florística e fitossociologia de um remanescente de vegetação caducifólia espinhosa arbórea em Caruaru, Pernambuco. Acta Botanica Brasilica 17: 289-305.

Araújo, E. L. 1998. Aspectos da dinâmica populacional de duas espécies em floresta tropical seca (Caatinga) no Nordeste do Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 78p.

Araújo, F. S.; Costa, R. C.; Figueiredo, M. A. & Nunes, E. P. 2005. Vegetação e flora fanerogâmica da área Reserva Serra das Almas, Ceará. *In*: Araújo, F. S.; Rodal, M. J. N.; Barbosa, M. R. V. (orgs.). Análise das variações da biodiversidade do bioma Caatinga: suporte a estratégias regionais de conservação. Ministério do Meio Ambiente, Brasília. Pp. 93-122.

Araújo, M. M.; Longhi, S. J.; Barros, T. L. C. & Brena, D. A. 2004. Caracterização da chuva de sementes, banco de sementes do solo e banco de plântulas em floresta estacional decidual ripária Cachoeira do Sul, RS, Brasil. Scientia Forestalis 66: 128-141.

Ayres, M.; Ayres Jr., M.; Ayres, D. L. & Santos, A. S. 2000. BioEstat 2.0: Aplicações estatísticas nas áreas das ciências biológicas e médicas. Sociedade Civil Mamirauá/MCT-CNPq, Brasília, 250p.

Barbosa, D. C. A.; Barbosa, M. C. A. & Lima, L. C. M. 2003. Fenologia de espécies lenhosas da caatinga. *In*: Leal, I. R.; Tabarelli, M. & Silva, J. M. C. (orgs.). Ecologia e conservação da caatinga. Editora Universitária da UFPE, Recife. Pp. 657-693.

______; Hamburgo-Alves, J. L.; Prazeres, S. M. & Paiva, A. M. A. 1989. Dados fenológicos de 10 espécies arbóreas de uma área de Caatinga (Alagoinha - PE). Acta Botanica Brasilica 3: 109-117.

______; Silva, P. G. G. & Barbosa, M. C. A. 2002. Tipos de frutos e síndromes de dispersão de espécies lenhosas da Caatinga de Pernambuco. *In*: Tabarelli, M. & Silva, J.M.C. (orgs.). Diagnóstico da Biodiversidade de Pernambuco. Secretaria de Ciência, Tecnologia e Meio Ambiente, Fundação Joaquim Nabuco e Editora Massagana, Recife. Pp. 609-621.

Barroso, G. M.; Amorim, M. P.; Peixoto, A. L. & Ichaso, C. L. F. 1999. Frutos e sementes: morfologia aplicada a sistemática de dicotiledôneas. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 443p.

Carrière, S. M.; André, M.; Letourmy, P.; Olivier, I. & McKey, D. B. 2002. Seed rain beneath remnant trees in a slash-and-burn agricultural system in southern Cameroon. Journal of Tropical Ecology 18: 353-374.

Costa, R. C. & Araújo, F. S. 2003. Densidade, germinação e flora do banco de sementes no solo, no final da estação seca, em uma área de Caatinga, Quixadá, CE. Acta Botanica Brasilica 17: 259-264.

Cronquist, A. 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University Press, New York, 1262p.

Cubiña, A. & Aide, M. T. 2001. The effect of distance from forest edge on seed rain and soil seed bank in a tropical pasture. Biotropica 33: 260-267.

Du, X.; Guo, Q.; Gao, X.; Na, K. 2007. Seed rain, soil seed bank, seed loss and regeneration of *Castanopsis fargesii* (Fagaceae) in a subtropical evergreen broad-leaved forest. Forest Ecology and Management 238: 212-219.

Embrapa. 2003. Disponível em http://www.cnps.embrapa.br. Acesso em: 10 jul. 2003.

Gentry, A. H. 1983. Dispersal ecology and diversity in Neotropical forest communities. Sonderband Naturwissenschaftlicher Verein Hamburg 7: 303-314.

Griz, L. M. S. & Machado, I. C. S. 1998. Aspectos morfológicos e síndromes de dispersão de frutos e sementes na Reserva Ecológica de Dois Irmãos. *In*: Machado, I. C.; Lopes, A. V. & Pôrto, K. C. (orgs.). Reserva Ecológica de Dois Irmãos: estudos em um remanescente de Mata Atlântica em área urbana (Recife-Pernambuco-Brasil). Editora Universitária da UFPE, Recife. Pp. 197-224.

______ & Machado, I. C. S. 2001. Fruiting phenology and seed dispersal syndromes in caatinga, a tropical dry forest in northeast of Brazil. Journal of Tropical Ecology 17: 303-321.

Grombone-Guaratini, M. T. & Rodrigues, R. R. 2002. Seed bank and seed rain in a seasonal semi-decidous forest in south-eastern Brazil. Journal of Tropical Ecology 18: 137-148.

Hardesty, B. D. & Parker, V. T. 2002. Community seed rain patterns and a comparison to adult community structure in a West African tropical forest. Plant Ecology 164: 49-64.

Howe, H. F. & Smallwood, J. 1982. Ecology of the seed dispersal. Annual Review of Ecology and Systematic 13: 201-228.

Hubbell, S. P. 1979. Tree dispersion, abundance and diversity in a tropical dry forest. Science 203: 1299-1309.

Jackson, J. F. 1981. Seed size as a correlate of temporal and spatial patterns of seed fall in a Neotropical forest. Biotropica 13: 121-130.

Kennard, D. K.; Gould, K.; Putz, F. E. & Morales, F. 2002. Effect of disturbance intensity on regeneration mechanisms in a tropical dry forest. Forest Ecology and Management 162: 197-208.

Khurana, E. & Singh, J. S. 2001. Ecology of seed and seedling growth for conservation and restoration of tropical dry forest: a review. Environmental Conservation 28: 39-52.

Lima, A. L. A. 2007. Padrões fenológicos de espécies lenhosas e cactáceas em uma área do semi-árido do nordeste do Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 71p.

Lyaruu, H. V. M. 1999. Seed rain and its role in the recolonization of degraded hill slopes in semi-arid central Tanzania. African Journal of Ecology 37: 137-148.

Machado, I. C. S.; Barros, L. M. & Sampaio, E. V. S. B. 1997. Phenology of caatinga species at Serra Talhada, Northeastern Brazil. Biotropica 29: 57-68.

______ & Lopes, A. V. 2004. Floral traits and pollination systems in the caatinga, a Brazilian tropical dry forest. Annals of Botany 94: 365-376.

Mamede, M. A. & Araújo, F. S. 2008. Effects of slash and burn practices on a soil seed bank of caatinga vegetation in Northeastern Brazil. Journal of Arid Environments 72: 458-470.

Marimon, B. S. & Felfili, J. M. 2006. Chuva de sementes em uma floresta monodominante de *Brosimum rubescens* Taub. em uma floresta mista adjacente no Vale do Araguaia, MT, Brasil. Acta Botanica Brasilica 20: 423-432.

Ministério da Agricultura. 2003. Disponível em: http://masv54.agricultura.gov.br/rna. Acesso em 12 fev. 2003.

Mooney, H. A.; Bullock, S. H. & Medina, E. 1995. Introduction. *In*: Bullock, S. H.; Mooney H. A. & Medina, E. (eds.). Seasonally dry forests. Cambridge University Press, Cambridge. Pp. 1-8.

Mori, S. A.; Silva, L. A. M.; Lisboa, G. & Coradin, L. 1989. Manual de manejo do herbário fanerogâmico. Centro de Pesquisa do Cacau, Ilhéus, 104p.

Mostacedo, B. & Fredericksen, T. S. 2000. Manual de métodos básicos de muestreo y análisis en ecología vegetal. BOLFOR, Santa Cruz de La Sierra, 53p.

Muller-Dombois, D. & Ellemberg, H. 1974. Aims and methods of vegetation ecology. John Wiley and Sons, New York, 547p.

Pakeman, R. J. A & Small, J. L. A. 2005. The role of the seed bank, seed rain and the timing of disturbance in gap regeneration. Journal of Vegetation Science 16: 121-130.

Penhalber, E. F. & Mantovani, W. 1997. Floração e chuva de sementes em mata secundária em São Paulo, SP. Revista Brasileira de Botânica 20: 205-220.

Pennington, R. T.; Prado, D. E. & Pendry, C. A. 2000. Neotropical seasonally dry forests and quaternary vegetation changes. Journal of Biogeography 27: 261-273.

Pessoa, L. M. 2007. Variação espacial e temporal do banco de sementes de uma área de Caatinga no sertão de Pernambuco. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 45p.

Pivello, V. R.; Petenon, D. J.; Moraes, F.; Meirelles, S. T.; Vidal, M. M.; Alonso, R. A. S; Franco, G. A. D. C. & Metzger, J. P. 2006. Seed rain in Atlantic forest fragments (São Paulo State, SP, Brazil) with different connectivity, forest structure and distance to edge. Acta Botanica Brasilica 20: 845-859.

Rodal, M. J. N. ; Costa, K. C. C. ; Lins-e-Silva, A. C. B. 2008. Estrutura da Vegetação Caducifólia Espinhosa (Caatinga) de uma área do sertão central de Pernambuco. Hoehnea 35: 209-217

______; Lins-e-Silva, A. C. B.; Pessoa, L. M & Cavalcanti, A. D. C. 2005. Vegetação e flora fanerogâmica da área de Betânia, Pernambuco. *In*: Araújo, F. S.; Rodal, M. J. N.; Barbosa, M. R. V. (orgs.). Análise das variações da biodiversidade

do bioma Caatinga: suporte a estratégias regionais de conservação. Ministério do Meio Ambiente, Brasília. Pp. 141-168.

Schott, G. W. 1995. A seed trap for monitoring the seed rain in terrestrial communities. Canadian Journal of Botany 73: 794-796.

Simpson, R. L.; Leck, M. A. & Paker, T. 1989. Seed banks: general concepts and methodological issues. *In*: Leck, M. A.; Paker, T. & Simpson, R. L. (eds.). Ecology of soil seed banks. Academic Press, New York. Pp. 3-8.

Van der Pijl, L. 1982. Principles of dispersal in higher plants. Springer Verlag, New York, 215p.

Zar, J. H. 1996. Biostatistical analysis. 3rd ed. Prentice-Hall International Editions, New Jersey, 662p.

Composição, espectro biológico e síndromes de dispersão da vegetação de um inselbergue no domínio da caatinga, Ceará

Francisca Soares Araújo[1,2], *Rosilane Ferreira Oliveira*[1] & *Luiz Wilson Lima-Verde*[1]

Resumo

(Composição, espectro biológico e síndromes de dispersão da vegetação de um inselbergue no domínio da caatinga, Ceará) Comunidades de plantas sobre afloramentos rochosos no semi-árido brasileiro ainda são pouco conhecidas para a ciência. O município de Quixadá, no semi-árido cearense, destaca-se pela grande concentração de elevações de ilhas rochosas. Este estudo tem por objetivos levantar e analisar a composição, o espectro biológico e as síndromes de dispersão das espécies que ocorrem em um inselbergue no município de Quixadá, Ceará, e a similaridade florística deste com as espécies da vegetação circundante. Em 2000, foram realizadas coletas mensais de espécies e classificadas quanto às formas de vida e síndromes de dispersão em uma área situada a 4°57'S e 39°01'W e 270 m de altitude. A similaridade da flora com o entorno foi analisada através do índice de Jaccard. Foram inventariadas 77 espécies, 66 gêneros e 36 famílias. As porcentagens do espectro biológico foram: terófitos (44,2), fanerófitos (24,7), caméfitos (14,6), hemicriptófitos (13,4), geófitos (2,6) e aerófitos (1,2) e as do espectro de dispersão: anemocoria (49), autocoria (35) e zoocoria (16). A similaridade com flora do entorno foi de 13% (21 espécies), demonstrando que a caatinga local é a potencial fonte de propágulos. Os terófitos são as formas de vida dominante nos inselbergues de regiões áridas e semi-áridas, cuja flora também é predominantemente dispersa por fatores abióticos, principalmente o vento. Assim, este estudo confirma o padrão esperado para os atributos síndromes de dispersão e espectro biológico da vegetação sob climas áridos e semi-áridos.

Palavras-chave: afloramentos rochosos, semi-árido, flora, forma de vida, caatinga.

Abstract

(Composition, biological spectrum and dispersal syndromes of the vegetation of an Inselberg in the domain of *caatinga*, Ceará) Plant communities on rock outcrops in brazilian semiarid are still largely unknown to science. The country Quixadá, in the semiarid of the state of Ceará, is distinguished by the great concentration of rock outcrops. This study aims to know the composition, the life-form and the strategies of dispersal of the species in an inselberg the country of Quixadá and the similarity with surrounding *caatinga*. In the 2000 year, monthly collects of the flora were carried out and the life-forms and dispersal syndromes were classified in an area situated on 4° 57' S and 39° 01' W, 270 m. a.s.l. The similarity of the flora of the surrounding was analyzed through the Jaccard index. Seventy-seven species, 66 genera and 36 families had been inventoried. The percentages of the life-form spectrum and the dispersal spectrum represented were: therophytes (44,2), phanerophytes (24,7), chamaephytes (14,6), hemicryptophytes (13,4), geophytes (2,6), aerophytes (1,2) and anemocoric (49), autocoric (35) and zoocoric (16). The similarity with the flora of the *caatinga* surrounding was 13% (21 species), what it demonstrated that the vegetation surrounding is the main source of propagules. The therophytes are the dominant life-form in inselbergs of semi-arid regions, whose flora also is predominantly dispersed for abiotic factors, mainly the wind. This study confirms the expected patterns about dispersal and life-form spectrum of the arid and semiarid vegetation.

Key words: rock outcrops, semiarid, flora, life form, caatinga.

Introdução

Comunidades de plantas sobre afloramentos rochosos são comumente encontradas no semi-árido brasileiro. Borhardt usou o termo inselbergue para denominar as elevações de ilhas rochosas que ocorrem em regiões de clima árido (Guerra 1978). Entretanto, Barthlott *et al.* (1993) e Porembski *et al.* (1997) referem-se ao termo inselbergue indistintamente para denominar rochas solitárias, monolíticas, ou grupos de montanhas rochosas de granito ou gnaisse, que se elevam abruptamente na paisagem plana, em regiões de

Artigo recebido em 09/2007. Aceito para publicação em 07/2008.

[1]Departamento de Biologia, Bloco 906, Centro de Ciências, Universidade Federal do Ceará, Campus do Pici, C.P. 6021, 60455-970, Fortaleza, CE, Brasil.

[2]Autor para corresppondência: tchesca@ufc.br

climas semi-áridos e úmidos. Essas ilhas rochosas concentram-se nos antigos escudos cristalinos da América do Sul (e. q., a Guiana e o Brasil) e da África (Barthlott *et al.* 1993). Apresentam condições pedológicas e microclimáticas (estresse hídrico, insolação e temperaturas elevadas) bem diferenciadas das do seu entorno (Barthlott *et al.* 1993; Ibisch *et al.* 1995). Assim, segundo Porembski *et al.* (1994, 1998), as plantas que colonizam esses habitats rochosos apresentam adaptações à falta de água e ao substrato pouco desenvolvido, mesmo naqueles situados no domínio de climas úmidos.

A vegetação que ocorre nos inselbergues azonais, segundo Porembski *et al.* (1997), apresenta composição florística e distribuição espacial de espécies bastante heterogêneas devido aos vários tipos de habitats que podem ocorrer, a saber: a) depressões rasas cobertas por liquens; b) tanques de rocha rasos, com água sazonal, onde predominam ervas terofíticas (Poaceae, Cyperaceae e Eriocaulaceae); c) tanques de rochas profundos, com substrato pouco desenvolvido, onde predominam monocotiledôneas hemicriptofíticas/camefíticas (Bromeliaceae, Cyperaceae e Velloziaceae), além de Cactaceae camefíticas; e) fissuras na rocha, onde ocorrem os fanerófitos (arbustos e árvores de pequeno porte). Bromeliaceae, Cactaceae, Cyperaceae, Orchidaceae, Poaceae e Velloziaceae estão entre as famílias que mais se destacam nas ilhas de vegetação sobre afloramentos rochosos neotropicais (Ibisch *et al.* 1995).

As síndromes abióticas, principalmente a anemocoria, representam mais de 80% da flora dos inselbergues (Porembski *et al.* 1998; Burke *et al.* 1998), inclusive naqueles situados sob climas úmidos há predomínio de síndromes abióticas (Porembski *et al.* 1998). Isso reflete a aridez microclimática dessas ilhas rochosas em relação ao entorno (Barthlott *et al.* 1993; Ibisch *et al.* 1995), pois representam habitats sob maior exposição aos ventos e à insolação (Barthlott *et al.* 1993; Ibisch *et al.* 1995; Porembski *et al.* 1998) e, assim, favorecem a entrada e a colonização de espécies de síndromes abióticas, cuja fonte principal de propágulos, como ressaltado por Scarano (2007), é a vegetação circundante.

No semi-árido brasileiro, em estudos realizados na caatinga sentido restrito, na savana decíduo espinhosa (Araújo *et al.* 2005a), predominam espécies de dispersão abiótica (Griz & Machado 2001; Barbosa *et al.* 2002) e terófito é a forma de vida que apresenta maior riqueza de espécies (Araújo *et al.* 2005b; Costa *et al.* 2007; Mamede & Araújo 2008; Rodal *et al.* 2005). Terófito é a forma de vida dominante entre as espécies de vegetação sob climas áridos e semi-áridos (Kovács-Lang *et al.* 2000; Raunkiaer 1934; van Rooyen *et al.* 1990). Em conseqüência, terófitos de dispersão abióticas predominam entre as espécies que colonizam habitats sobre afloramentos rochosos em climas áridos e semi-áridos (Krieger *et al.* 2000; Porembski *et al.* 1995, 1996, 1998; Sarthou & Villiers 1998).

Entretanto, em dois estudos de ilhas de vegetação sobre afloramentos no semi-árido da Bahia (França *et al.* 2005, 2006), fanerófito foi a forma de vida mais representativa em número de espécies.

Porém, comunidades de plantas sobre afloramentos rochosos no semi-árido brasileiro ainda são pouco conhecidas para a ciência. E, embora o clima dominante seja semi-árido, em uma das faces de cada área estudada, como descrito por França *et al.* (1997), ocorre floresta semi-decídua, o que caracteriza a ocorrência local de ambiente mais úmido e, assim, justifica o domínio de fanerófitos.

O inselbergue aqui estudado não apresenta condições climáticas locais diferenciadas das do clima dominante regionalmente. Neste caso, infere-se que a composição de espécies é dominada por aquelas com dispersão abiótica e forma de vida terofítica, padrão para climas áridos e semi-áridos, já registrado inclusive na vegetação de caatinga. Devido à distância geográfica e diferenças locais de umidade, a composição de espécies do Inselbergue de Quixadá deve ser mais similar à da vegetação circundante do que à dos afloramentos estudados na Bahia.

Assim, este trabalho tem por objetivos conhecer e analisar a composição, o espectro biológico e as síndromes de dispersão das espécies que ocorrem em um monólito no município de Quixadá, Ceará, e a similaridade florística deste

com as espécies da vegetação circundante. Além disso, será verificado se os espectros de dispersão e de forma de vida encontrados em Quixadá confirmam os padrões encontrados em inselbergues de outras regiões climáticas áridas e semi-áridas.

Material e Métodos

Localização e caracterização da área de estudo

O município de Quixadá, localizado no sertão central do estado do Ceará e situado a cerca de 200 km ao sul de Fortaleza, destaca-se pela grande concentração de elevações de ilhas rochosas monolíticas (Fig. 1) (Souza 1988). O monólito estudado está localizado no sítio Santa Luzia, arredores da cidade de Quixadá (4°57'20,6" S e 39°01'28" W, 270 m de altitude) e apresenta cerca de 70 m de altura entre a base e o topo.

A precipitação média anual na sede municipal de Quixadá é de 732,8 mm, concentrada nos meses de fevereiro a maio (79,6 %), atinge o máximo de 178,3 mm no mês de março. O período mais seco estende-se de junho a dezembro. A temperatura média anual estimada por regressão é de 26,6° C, variando de 25,2 °C, no período mais frio, nos meses de junho e julho, a 27,4°C, em novembro (SUDENE 1982). Os dados pluviométricos encontram-se disponíveis no sítio da Fundação Cearense de Meteorologia (FUNCEME 2007).

Levantamento florístico

Durante todo o ano de 2000 foram realizadas coletas mensais de plantas vasculares: plantas inteiras herbáceas e ramos reprodutivos das lenhosas (botões florais, flores e/ou frutos). As coletas foram realizadas em toda a área do monólito, exceto na base por não mais haver vegetação (Fig. 1), nos habitats depressões, fissuras e rocha exposta, independente da organização espacial da vegetação, se em ilhas ou não. Para cada tipo de habitat (depressão, fissuras e rocha exposta) sobre o inselbergue foram caracterizadas visualmente as espécies dominantes.

No momento da coleta foram determinadas a forma de vida das espécies coletadas (Raunkiaer 1934) e a síndrome de dispersão dos espécimes com fruto (van der Pijl 1982). Quando não foi possível coletar a planta com fruto, a síndrome foi definida a partir da análise de material de herbário ou de informações na literatura.

Foram consideradas espécies terofíticas as que não apresentam sistema de brotamento no corpo da planta, sistema subterrânco fasciculado ou ramificado, sem qualquer tipo de estrutura perene, como rizoma, tubérculo ou bulbo. Terófitos são plantas anuais, dependem de uma estação favorável para o desenvolvimento e, assim, completam o ciclo vital, isto é, após a produção de sementes, morrem durante a estação desfavorável (Raunkiaer 1934). Além das formas de vida de Raunkiaer (1934), foi acrescentada a forma de vida aerófito. Segundo Galán de Mera *et al.* (1999), aerófitos são espécies herbáceas perenes com sistema radicular atrofiado, apresentam gemas de crescimento acima da superfície do solo, em geral, sobre a rocha exposta.

Todo o material botânico foi herborizado segundo as normas de Mori *et al.* (1989) e incorporado ao acervo herbário EAC. O material coletado foi identificado até o nível de espécie, quando possível, com auxílio de literatura específica e comparação com o material determinado por especialistas, depositado no herbário EAC. Quando necessário, o material foi enviado a especialistas para identificação e/ou confirmação. Todas as espécies coletadas foram listadas por ordem alfabética de família, segundo o sistema de Cronquist (1981), exceto para Leguminosae (Lewis *et al.* 2005). A abreviação dos autores das espécies foi verificada no Brummitt & Powell (1992).

Análise do espectro biológico, síndromes de dispersão e similaridade florística

Foram calculadas as porcentagens de espécies por formas de vidas e por síndromes de dispersão. Ambos, espectro de dispersão e de formas de vida, foram comparados com os de trabalhos realizados em elevações de ilhas rochosas de outras regiões.

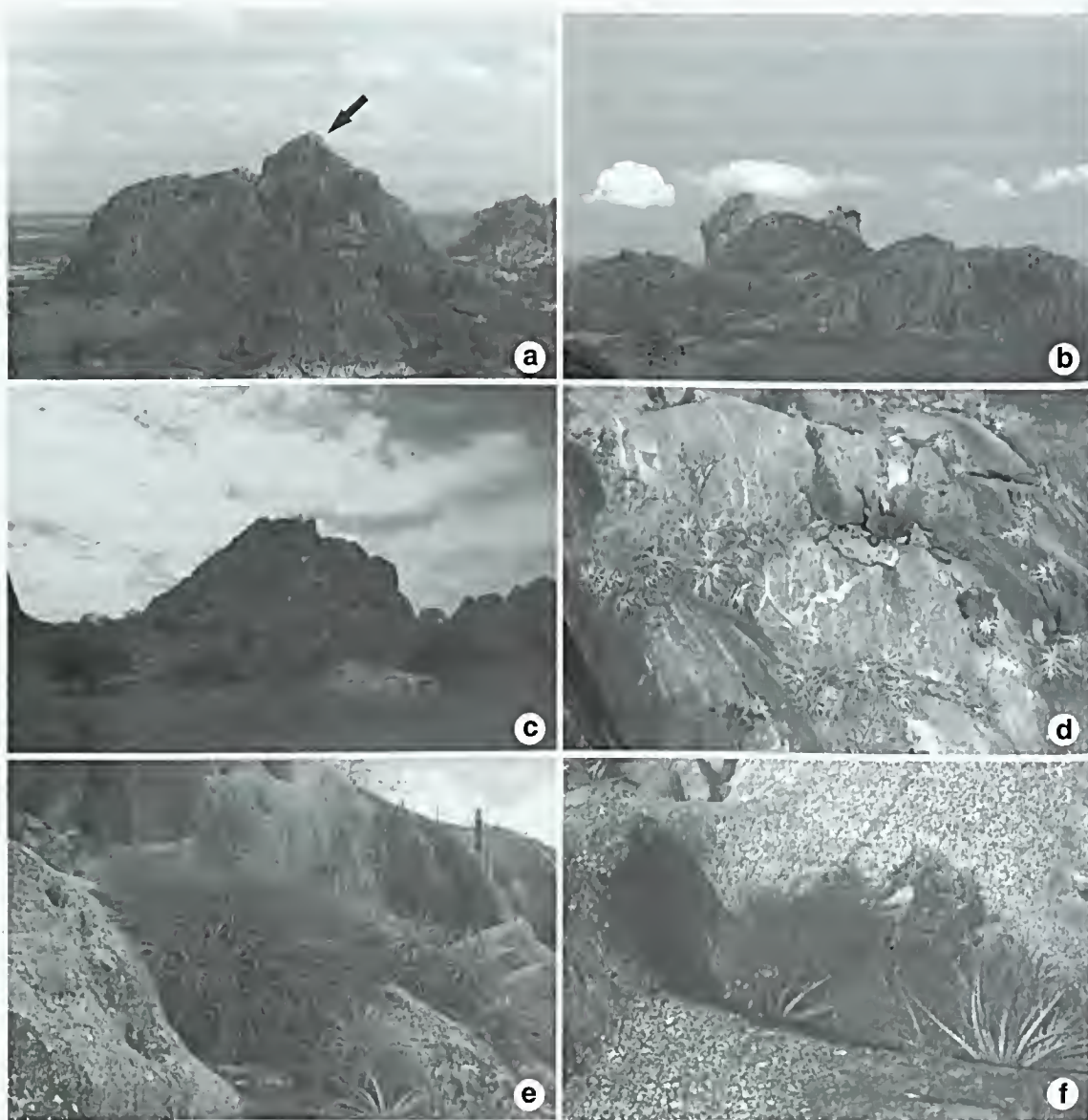



Figura 1 – a-c. Aspecto geral de alguns inselbergues em Quixadá, Ceará. A seta na foto a indica o monólito estudado; d. plantas sobre o hábitat rocha exposta; e-f. plantas sobre o hábitat depressão.

A área circundante do referido inselbergue é ocupada por atividades agropastoris e não há, nas proximidades imediatas, remanescente de vegetação para levantamento da flora do entorno e, assim, compará-las entre si. Para comparação com a flora do entorno, foi utilizado o estudo realizado por Costa *et al.* (2007) em uma área de caatinga arbustiva-arbórea também no município de Quixadá, porém distante cerca de 22 km. Aqueles autores coletaram todas as espécies presentes em uma área de cerca de dois hectares e calcularam o espectro biológico.

O índice de similaridade de Jaccard (Krebs 1989) foi calculado para comparar a composição de espécies do monólito estudado com a da caatinga circundante estudada por Costa *et al.* (2007). Também foi verificada a ocorrência das espécies da área estudada em Quixadá em listas florísticas de ilhas de vegetação sobre afloramentos rochosos do semi-árido baiano (França *et al.* 2005, 2006). Não foi analisado o trabalho de França *et al.* (1997), pois trata-se da lista florística dos mesmos locais de França *et al.* (2005, 2006) e inclui também a flora da base circundante daqueles inselbergues.

Resultados e Discussão

Foram encontradas 77 espécies pertencentes a 36 famílias (Tab. 1). As cinco famílias que apresentaram maior riqueza de espécies somaram, em conjunto, 44 % das espécies inventariadas: Leguminosae (11 spp.), Poaceae (10 spp.), Euphorbiaceae (cinco spp.), Asteraceae e Convolvulaceae (quatro spp.). Os gêneros com maior número de espécies foram *Portulaca*, com três espécies, *Campomanesia, Croton, Cyperus, Digitaria, Evolvulus, Mimosa, Paspalum* e *Pilosocereus* com duas espécies cada (Tab. 1).

Poaceae está entre as famílias mais ricas de inselbergues, principalmente naqueles situados em climas mais secos (Tab. 2). A alta riqueza de Poaceae no monólito de Quixadá corrobora as afirmações de Ibisch *et al.* (1995) sobre ser Poaceae uma das famílias de maior diversidade nos inselbergues tropicais. Porém, a alta diversidade de Poaceae possivelmente está associada a afloramentos rochosos sob climas mais secos, pois em climas mais úmidos, Bromeliaceae e Orchidaceae estão entre as famílias mais diversificadas (Tab. 2). Em Quixadá, Bromeliaceae e Orchidaceae foram representadas por apenas duas e uma espécie, respectivamente. O fato da alta riqueza de Orchidaceae e baixa porcentagem de terófitos (França *et al.* 2005) não estar no padrão já registrado para climas áridos e semi-áridos, reflete condições locais de maior umidade como a ocorrência de floresta semi-decídua em uma das faces daquela área de estudo.

Na análise comparativa entre os estudos já realizados em afloramentos rochosos sob diversos tipos climáticos, embora haja grandes diferenças de riqueza e de condições ambientais (Tab. 2), observa-se que a vegetação sobre afloramentos rochosos do semi-árido brasileiro apresenta alta riqueza de espécies. Como ressaltado por Scarano (2007), isso demonstra a importância de estudos fitogeográficos e da biologia e ecologia dessas espécies e de ações para a conservação dessas áreas.

A vegetação do inselbergue de Quixadá ocorre geralmente em agrupamentos ilhas de tamanhos variados, nem sempre isolados (Fig. 1d-f), sobre três tipos de habitats: 1) depressões rasas e profundas distribuídas em todo o inselbergue, onde nas mais rasas, dominam populações de *Mandevilla tenuifolia, Cyperus uncinulatus, Pennisetum pedicellatum* e *Aristida setifolia* e nas mais profundas, populações de bromélias e cactos, respectivamente, *Encholirium spectabile, Pilosocereus gounellei* e *P.* cf. *piauhiensis*; 2) fissuras na rocha de comprimentos e profundidades variadas, localizadas predominantemente na porção mediana do monólito, em que se encontram arbustos e pequenas árvores, tais como: *Combretum leprosum, Cochlospermum vitifolium, Commiphora leptophloeos, Cordia insignis, Croton lundianus, C. moritibensis* e *Lantana camara* e 3) rocha exposta com agregados pouco freqüentes de populações de *Tillansia* sp.

As famílias Cactaceae e Bromeliaceae, além de numerosas em espécie na caatinga como um todo, são estruturalmente dominantes, em abundância e freqüência, nos inselbergues de Quixadá. A família Bromeliaceae também tem grande importância estrutural em outros afloramentos rochosos da América (Tab. 2).

A similaridade de espécies com a flora do entorno foi de 13%, o que corresponde à ocorrência em comum de 21 espécies, principalmente de terófitos. Em relação aos outros inselbergues do semi-árido brasileiro, das 77 espécies registradas em Quixadá, apenas quatro ocorreram no estudo de França *et al.* (2005) e duas no de França *et al.* (2006), na Bahia (Tab. 1). Embora sejam ambientes rochosos sob o mesmo domínio climático regional, a baixa ocorrência de espécies em comum entre este estudo e os da Bahia, reflete as distâncias geográficas e as características da vegetação circundante, que nos da Bahia é uma floresta semi-decídua (França *et al.* 1997) e, indica, como ressaltado por Scarano (2007), que a vegetação circundante é a principal fonte de propágulos desses afloramentos rochosos.

O espectro de dispersão (Tab. 3) foi representado por 38 espécies anemocóricas (49%), 27 autocóricas (35%) e 12 zoocóricas (16%). A maioria das espécies autocóricas foi representada

Tabela 1 – Famílias com as respectivas espécies em ordem alfabética; número do coletor principal Oliveira, R. F. (NC); habitats de ocorrência: fissura (F), depressão (D) e rocha exposta (R); formas de vida (FV): fanerófito (fn), caméfito (ch), hemicriptófito (hm), criptófito geófito (cg), terófito (th), aerófito (ar) e síndromes de dispersão (SD): anemocórica (an), zoocórica (zo) e autocórica (au), encontradas no monólito do município de Quixadá, Ceará, e sua ocorrência na caatinga do entorno (1- Costa *et al.* 2007) e em inselbergues da caatinga baiana (2- França *et al.* 2005 e 3- França *et al.* 2006).

Famílias	Espécies	NC	Hábitat F	D	R	FV	SD	Locais de ocorrência 1	2	3
Amaranthaceae	*Froelichia lanata* Moench	32		x		hm	an			
Amaryllidaceae	*Zephyranthes* cf. *cearensis* A.DC.	25		x		cg	an			
Apocynaceae	*Allamanda blanchetii* Müll. Arg.	7	x	x		hm	an	x		
	Mandevilla tenuifolia (J.C. Mikan) Woodson	10		x		cg	an			
Araceae	*Philodendron acutatum* Schott	17		x		hm	zo			
Asclepiadaceae	*Marsdenia megalantha* Goyder & Morillo	57		x		fh	an			
Asteraceae	*Delilia biflora* (L.) Kuntze	1229		x		th	an			
	Pithecoseris pacourinoides Mart. *ex* DC.	126		x		th	an			
	Vernonia grisea Baker	121		x		th	an			
	Tridax procumbens L.	86		x		th	an			
Bignoniaceae	*Pithecoctenium crucigerum* (L.) A.H. Gentry	5	x			fh	an			
Boraginaceae	*Cordia oncocalyx* Allemão	26	x			fh	an	x		
	Cordia insignis Cham.	90	x			fh	an			
Bromeliaceae	*Encholirium spectabile* Mart. *ex* Schult. & Schult.f.	1		x		hm	an		x	x
	Tillandsia sp.	135			x	ar	an			
Burseraceae	*Commiphora leptophloeos* (Mart.) Gillett	41	x			fh	zo	x		
Cactaceae	*Opuntia inamoema* K. Schum.	22		x		ch	zo			
	Pilosocereus gounellei (F.A.C. Weber) Byles & G.D. Rowley	23		x		fh	zo			x
	Pilosocereus cf. *piauhyensis* (Gürk) Byles & G.D. Rowley	24	x	x		fh	zo			
Cochlospermaceae	*Cochlospermum vitifolium* (Willd.) Spreng.	118	x			fh	au	x		
Combretaceae	*Combretum leprosum* Mart.	137	x			fh	an	x		
Commelinaceae	*Commelina* sp.	84		x		th	au			
	Callisia cf. *filiformis* (M. Martens & Galeotti) D. R. Hunt.	82		x		th	au	x		
Convolvulaceae	*Evolvulus filipes* Mart.	97		x		th	an			
	Evolvulus sp.	109		x		th	an			
	Ipomea rosea Choisy	91	x	x		ch	an	x		
	Jacquemontia sp.	106	x	x		hm	an			
Cyperaceae	*Bulbostylis* cf. *hirtella* (Schrad. *ex* Schult.) Nees *ex* Urb.	61		x		th	an			
	Cyperus cf. *schomburgkianus* Ness.	63		x		th	an			

Famílias	Espécies	NC	Hábitat F	D	R	FV	SD	Locais de ocorrência 1	2	3
	Cyperus uncinulatus Shard *ex* Ness	89		x		th	an	x		
Curcubitaceae	*Cayaponia racemosa* (Mill.) Cogn.	100	x	x		ch	zo	x		
Eriocaulaceae	*Paepalanthus* sp.	4		x		th	an			
Euphorbiaceae	*Cnidosculus urens* (L.) Arthur	14	x	x		fh	au		x	
	Croton moritibensis Baill.	50	x	x		fh	au	x		
	Croton lundianus (Didr.) Müll. Arg.	28	x	x		fh	au			
	Dalechampia pernambucensis Baill.	9	x	x		th	au	x		
	Jatropha pholiana Müll. Arg.	18	x	x		fh	au			
Gentianaccae	*Schultessia guianensis* (Aubl.) Malme	102		x		th	au			
Gesneriaceae	*Sinnigia incarnata* (Aubl.) D.L. Denham	31		x		hm	au			
Lamiaceae	*Marsypianthes chamaedrys* (Vehl) Kuntze	96		x		th	au	x		
Leg. Caesalpinioideae	*Bauhinia pentandra* (Bong.) Vogel *ex* Steud.	65	x			fh	au			
Leg. Mimosoideae	*Mimosa camporum* Benth.	68	x	x		th	au			
	Mimosa invisa Mart. *ex* Colla	134	x	x		fh	zo			
Leg. Papilionioideae	*Aeschynomene scabra* G. Don	104		x		th	au			
	Centrosema venosum Mart. *ex* Benth.	92	x	x		ch	au			
	Crotalaria cf. *holosericea* Nees & C. Mart.	80	x	x		fh	au	x	x	
	Desmodium glabrum (Mill.) DC.	114	x	x		hm	au			
	Indigofera suffruticosa Mill.	53	x	x		ch	au			
	Macroptilium martii (Benth.) Maréchal & Baudet	148	x	x		th	au	x		
	Stylosanthes humilis Kunth	98		x		th	au	x		
	Zornia aff. *sericea* Moric.	64		x		th	au			
Myrtaceae	*Campomanesia* sp.1	150	x			fh	zo			
	Campomanesia sp.2	151	x			fh	zo			
Onagraceae	*Ludwigia* sp.	81	x	x		ch	au			
Orchidaceae	*Cyrtopodium* sp.	48		x		ch	an			
Passifloraceae	*Passiflora foetida* L.	51		x		ch	zo	x		
Poaceae	*Andropogon* sp.	40		x		th	an			
	Aristida setifolia Kunth	99		x		th	an			
	Brachiaria fasciculata (Sw.) Parodi	48		x		th	an			
	Digitaria ciliaris (Retz.) Koeler	140		x		th	an			
	Digitaria sp.	74		x		th	an			
	Melinis repens (Willd.) Zizka	35		x		th	an		x	
	Panicum trichoides Sw.	131		x		th	an	x		
	Paspalum sp.1	71		x		th	an			
	Paspalum sp.2	112		x		th	an			
	Pennisetum pedicellatum Trin.	85		x		th	an			
Portulacaceae	*Portulaca* cf. *halimoides* L.	45		x		hm	an			
	Portulaca sp.1	47		x		hm	an			
	Portulaca sp.2	66		x		hm	an			

Famílias	Espécies	NC	Hábitat F	D	R	FV	SD	Locais de ocorrência 1	2	3
Rhamnaceae	*Crumenaria decumbens* Mart.	44	x	x		th	an	x		
Rubiaceae	*Spermacoce capitata* (Ruiz & Pav.) DC.	126		x		th	au			
	Mitracarpus scabrellus Benth.	127		x		th	au			
Sterculiaceae	*Waltheria macropoda* Turcz.	77	x	x		ch	au	x		
Tiliaceae	*Corchorus* sp.	149		x		th	au	x		
Verbenaceae	*Lantana camara* L.	16	x			fh	zo	x		
Vitaceae	*Cissus simsiana* Schult. & Schult. f.	26	x	x		ch	zo			
Vochysiaceae	*Callisthene fasciculata* Mart.	152	x	x		ch	au			

Tabela 2 – Comparação dos dados florísticos e climáticos de inselbergues em distintas localidades. Números de levantamentos (NL), espécies (NE), famílias (NF) e famílias mais representativas. Dados ambientais: altitude (m), precipitação (mm) e temperatura (°C) média anual e número de meses secos (ms). * = dados não informados pelos autores.

Pais (Região)	m	mm	°C	ms	NL	NE	NF	Famílias mais representativas (números de espécies ou porcentagens)
Brasil (NE)[1]	270	868,5	26,6	7	1	77	41	Leguminosae (11), Poaceae (10), Euphorbiaceae (5), Asteraceae e Convolvulaceae (4)
Brasil (NE)[2]	270	*	*	*	1	48	32	Orchidaceae (5), Bromeliaceae (4) e Euphorbiaceae (4)
Brasil (NE)[3]	310-430	*	*	*	1	34	19	Bromeliaceae (6) e Euphorbiaceae (4)
Brasil (SE)[4]	20-1600	*	15-24	0	6	36	13	Bromeliaceae (10), Velloziaceae (5) e Orchidaceae (4)
Brasil (SE)[5]	10-1400	*	*	*	8	85	30	Bromeliaceae (16), Asteraceae (8) e Velloziaceae (7)
Brasil (SE)[6]	1600	1300	18	*	1	55	23	Orchidaceae (14), Asteraceae (7) e Cyperaceae (6)
Brasil (SE)[7]	2400	2273	17,1	*	2	114	48	Poaceae (17), Asteraceae (12), Cyperaceae (6) e Melastomataceae (6)
Bolívia (E)[8]	1000	1200-2000	24-25	4-2	11	130	17	Poaceae, Bromeliaceae, Cactaceae, Orchidaceae, Araceae e Cyperaceae
Venezuela (SE)[9]	500	1015-3054	27,1-27,5	5-0	58	593	40	Cyperaceae e Rubiaceae (40), Melastomataceae (36), Orchidaceae (33) e Poaceae (31)
Guiana Francesa[10]	200-410	2250-3250	*	5	3	78	37	Cyperaceae (10%), Poaceae (9%) e Lentibulariaceae (6%)
Narrogin, Austrália (W)[11]	*	*	*	*	6	238	54	Proteaceae (21), Orchidaceae (19), Asteraceae e Myrtaceae (17), Poaceae (16) e Fabaceae (13)
Costa do Marfim (N)[12]	200-470	900-1600	26-27,3	6	18	34	15	Cyperaceae (9), Poaceae (5) e Scrophulariaceae (3)

Pais (Região)	m	mm	°C	ms	NL	NE	NF	Famílias mais representativas (números de espécies ou porcentagens)
Namíbia (N)[13]	840-1014	20-50	17,6-24	*	2	82	30	Asteraceae (13), Poaceae (8) e Euphorbiaceae (5)
Costa do Marfim (NE)[14]	200-300	900-1200	26-28	6	1	26	17	Poaceae (6), Cyperaceae (3), Scrophulariaceae (2) e Lentibulariaceae (2)
Costa do Marfim[15]	*	1833	*	2-4	8	66	35	Poaceae e Cyperaceae (5), Acanthaceae (4), Commelinaceae (4) e Malvaceae (4)
Costa do Marfim[16]	*	900-2300	6-0	*	11	15	10	Cyperaceae (3), Orchidaceae (2), Poaceae (2) e Rubiaceae (2)

1. Quixadá; 2. França *et al.* (2005); 3. França *et al.* (2006); 4. Porembcski *et al.* (1998); 5. Meirelles *et al.* (1999); 6. Caiafa & Silva (2005); 7. Ribeiro *et al.* (2007); 8. Ibisch *et al.* (1995); 9. Gröger & Barthlott (1996); 10. Sarthou & Villiers (1998); 11. Pigott & Sage (1997); 12. Krieger *et al.* (2000); 13. Burke *et al.* (1998); 14. Porembski & Barthlott (1997); 15. Porembski *et al.* (1996); 16. Porembski *et al.* (1995).

Tabela 3 – Porcentagem das síndromes de dispersão das espécies de inselbergues em Quixadá (1), Sudeste do Brasil (2. Porembski *et al.* 1998), e Deserto da Namíbia (3. Burke *et al.* 1998 e 4. Burke *et al.* 1998). Síndromes de dispersão: zoocoria (zo), anemocoria (an), autocoria (au), hidrocoria (hi). Espécies sem determinação da síndrome (sd). * = ausência de informações.

País (Região)	Síndromes de dispersão (%)				
	zo	an	au	hi	sd
Brasil (NE)[1]	16	**49**	35	*	*
Brasil (SE)[2]	16,6	**58,3**	5,5	0	0
Deserto da Namíbia[3]	10	**52,6**	13,5	4,5	15,7
Deserto da Namíbia[4]	12,7	**39,8**	16,9	11	19,5

pelas famílias Leguminosae e Euphorbiaceae (Tab. 1). Entre as espécies zoocóricas, destacam-se as das famílias Cactaceae e Myrtaceae, com três e duas espécies cada (Tab. 1). A família Mytaceae não foi registrada na caatinga do entorno, porém, há áreas serranas relativamente próximas, como a serra de Baturité, com flora rica em Myrtaceae (Araújo *et al*. 2007), que podem funcionar como uma das fontes de propágulos.

A dominância de síndromes abióticas entre as espécies do monólito de Quixadá (Tab. 3) confirma o padrão esperado para caatinga (ver Griz & Machado 2001; Barbosa *et al.* 2002). Além disso, conforme verificado nos trabalhos de Burke *et al.* (1998) e Porembski *et al.* (1998), esses tipos de síndrome possivelmente constituem um dos atributos dominantes entre as espécies que colonizam ilhas de afloramentos rochosos, independente do clima. As síndromes abióticas, principalmente a anemocoria, representam mais de 80% da flora dos inselbergues (ver Porembski *et al.* 1998; Burke *et al.* 1998) (Tab.3). Até naqueles situados sob climas úmidos, como nos encravado na floresta atlântica do Sudeste do Brasil, há predomínio de síndromes abióticas (Porembski *et al.* 1998). Assim, habitats sob maior exposição aos ventos e à insolação (Barthlott *et al.* 1993; Ibisch *et al.* 1995; Porembski *et al.* 1998), mesmo sob domínio climático úmido, devem favorecer a entrada e a colonização de espécies de síndromes abióticas.

As formas de vida encontradas na área deste estudo foram: 34 (44,2%) terófitos, 19 (24,7%) fanerófitos, 11 (14,6%) caméfitos, 10 (13,4%) hemicriptófitos, 2 (2,6%) criptófitos geófitos e 1 (1,2%) aerófito. Este espectro foi similar ao da flora do entorno (Tab. 4). A alta porcentagem de espécies anuais (terófitos) em Quixadá

Tabela 4 – Espectro biológico das espécies do inselbergue de Quixadá, caatinga do entorno e dos inselbergues de outras regiões geográficas. Formas de vida: fn=fanerófito, ch=caméfito, hm=hemicriptófito, cg=criptófito geófito, th=terófito, ar=aerófito. *= ausência de informações.

Estado ou Região, País	Formas de Vida (%) fn	ch	hm	cg	th	ar	Outras formas
CE, Brasil[1]	24,7	14,6	13,4	2,6	**44,2**	1,2	*
Entorno-CE, Brasil[2]	23,6	15,8	12,8	2,3	**42,9**	*	*
BA, Brasil[3]	**54**	12,5	8,3	6,3	6,3	*	Liana: 10
BA, Brasil[4]	**64**	6	9	0,0	12	*	Epífita: 9
RJ, Brasil[5]	**45**	0,0	**45**	5	0,0	*	Epífita: 5
RJ, Brasil[5]	31	0,0	**48**	3,4	0,0	*	Epífita: 13,8, Hemiepífita: 3,4
RJ, Brasil[5]	**50**	0,0	**50**	0,0	0,0	*	0,0
RJ, Brasil[5]	**40,7**	3,7	**44,4**	3,7	0,0	*	Epífita: 3,7, Hemiepífita: 3,7
RJ, Brasil[5]	11	0,0	**77,7**	11	0,0	*	0,0
RJ, Brasil[5]	38,8	0,0	**50**	11,2	0,0	*	0,0
RJ, Brasil[5]	**50**	0,0	38,5	0,0	11	*	0,0
RJ, Brasil[5]	33,3	7,4	**48**	3,7	0,0	*	Epífita: 3,7, Hemiepífita: 3,7
RJ, Brasil[6]	31,8	2,3	**43,5**	4,7	2,3	*	*
RJ, Brasil[7]	29,8	15,8	**36,8**	15,8	1,8	*	*
MG, Brasil[8]	12,7	29	**41,8**	5,5	10,9	*	*
NE, Guiana Francesa[9]	16	21	**41**	0,0	12	*	Liana: 10
Costa do Marfim[10]	8,8	2,9	5,8	0,0	**73,5**	*	Hidrófita: 2,9, Epífita: 2,9
Costa do Marfim[11]	0,0	7,7	7,7	7,7	**77**	*	*
Costa do Marfim[12]	16,6	6	3	6	**40,9**	*	Epífita/litófita: 6Perenes: 16,6
Costa do Marfim[13]	6,6	20	6,6	6,6	**60**	*	*

1. Quixadá; 2. Costa *et al.* (2007); 3. França *et al.* (2005); 4. França *et al.* (2006); 5. Meirelles *et al.* (1999); 6. Safford & Martinelli (2000); 7. Ribeiro *et al.* (2007); 8. Caiafa & Silva (2005); 9. Sarthou & Villiers (1998); 10. Krieger *et al.* (2000); 11. Porembski *et al.* (1995); 12. Porembski *et al.* (1996); 13. Porembski & Barthlott (1997).

confirma o padrão esperado para a flora da caatinga (Araújo *et al.* 2005b; Costa *et al.* 2007; Rodal *et al.* 2005).

Os terófitos são a forma de vida dominante nos afloramentos rochosos de regiões áridas e semi-áridas (Tab. 4), as quais também apresentam flora com espécies predominantemente dispersas por fatores abióticos, principalmente o vento, conforme já relatado nas diversas publicações de Porembski e colaboradores. O fato das áreas estudadas por França *et al.* (2005 e 2006), no domínio semi-árido da Bahia, não se encaixam neste padrão (Tab. 4), possivelmente, se deve a peculiaridades de variáveis abióticas locais, como o solo, e a vegetação circundante. Assim, este estudo confirma o padrão esperado para os atributos síndromes de dispersão e forma de vida de vegetação sob climas áridos e semi-áridos.

Agradecimentos

Aos revisores anônimos que contribuíram para a melhor qualidade deste manuscrito.

Referências Bibliográficas

Araújo, F. S.; Rodal, M. J. N.; Barbosa, M. R. V. & Martins, F. R. 2005a. Repartição da flora lenhosa no domínio da Caatinga. *In*: Araújo, F. S.; Rodal, M. J. N. & Barbosa, M. R. V. (orgs). Análise das variações da biodiversidade do bioma Caatinga: suporte a estratégias regionais de conservação. Ministério do Meio Ambiente. Brasília. p. 17-35.

Araújo, F. S.; Costa, R. C.; Figueiredo, M. A. & Nunes, E. P. 2005b. Vegetação e flora fanerogâmica da área Reserva Serra das Almas, Ceará. *In*: Araújo, F. S.; Rodal, M. J. N. & Barbosa, M. R. V. (orgs).

Análise das variações da biodiversidade do bioma Caatinga: suporte a estratégias regionais de conservação. Ministério do Meio Ambiente. Brasília. p. 91-119.

Araújo, F. S.; Gomes, V. S.; Lima-Verde, L. W.; Figueiredo, M. A.; Bruno, M. M. A.; Nunes, E. P.; Otutumi, A. T. & Ribeiro, K. A. 2007. Efeito da variação topoclimática na composição e riqueza da flora fanerogâmica da serra de Baturité, Ceará. *In*: Oliveira, T. S. & Araújo, F. S. (orgs). Diversidade e conservação da biota da serra de Baturité, Ceará. Seri&A Gráfica, Fortaleza. Pp. 137-162.

Barbosa, D. C. A.; Silva, P. G. G. & Barbosa, M. C. A. 2002. Tipos de frutos e síndromes de dispersão de espécies lenhosas da Caatinga de Pernambuco. *In*: Tabarelli, M. & Silva, J. M. C. (orgs). Diagnóstico da biodiversidade de Pernambuco. Pp. 609-617.

Barthlott, W.; Gröger, A & Porembski, S. 1993. Some remarks on the vegetation of tropical inselbergs: diversity and ecological differentiation. Biogeographica 69(3): 105-124.

Brummitt, R.K. & Powell, C.E. 1992. Authors of plant names. Royal Botanic Gardens, Kew, 732p.

Burke, A.; Jürgens, N. & Seely, M. K. 1998. Floristic affinities of an inselberg archipelago in the southern Namib desert - relic of the past, centre of endemism or nothing special? Journal of Biogeography 25: 311-317.

Caiafa, A. N. & Silva, A. F. 2005. Composição florística e espectro biológico de um campo de altitude no Parque Estadual da Serra do Brigadeiro, Minas Gerais – Brasil. Rodriguésia 56(87): 163-173.

Costa, R. C.; Araújo, F. S. & Limaverde, L. W. 2007. Flora and life-form spectrum in an area of deciduous thorn woodland (caatinga) in northeastern, Brazil. Journal of Arid Environments 68(2): 237-247.

Cronquist, A. 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University Press, New York, 1262p.

França, F.; Melo, E. & Santos, C. C. 1997. Flora de *inselbergs* da região de Milagres, Bahia, Brasil: caracterização da vegetação e lista de espécies de dois *inselbergs*. Sitientibus Série Ciências Biológicas 17: 163-184

França, F.; Melo, E. & Gonçalves, J. M. 2006. Aspectos da diversidade da vegetação de um inselbergue no semi-árido da Bahia, Brasil. Stientibus Série Ciências Biológicas 6 (1): 30-35

França, F.; Melo, E.; Santos, A. K. A.; Melo, J. G. A. N.; Marques, M.; Silva-Filho, M. F. B.; Moraes, L. & Machado, C. 2005. Estudo ecológico e florístico em ilhas de vegetação de um *inselberg* no semi-árido da Bahia, Brasil. Hoehnea 32 (1): 93-101.

Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos (FUNCEME). 2007. Disponível em: <http://www.funceme.com.br> Acesso em:13 jun. 2007.

Galán de Mera, A.; Hagen, M. A. & Vicente Orellana, J. A. 1999. Acrophyte, a new life form in Raunkiaer's classification. Journal of Vegetation Science 10: 65-68.

Griz, L. M. S. & Machado, I. C. S. 2001. Fruiting phenology and seed dispersal syndromes in caatinga, a tropical dry forest in northeast of Brazil. Journal of Tropical Ecology 17: 303-321

Gröger, A. & Barthlott, W. 1996. Biogeography and diversity of the inselberg (Laja) vegetation of southern Venezuela. Biodiversity Letters 3: 165-79.

Guerra, A. T. 1978. Dicionario geológico-geomorfológico. Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), Rio de Janeiro. 446p.

Ibisch, P. L.; Rauer, G.; Rudolph, D. & Barthlott W. 1995. Floristic, biogeographical, and vegetational aspects of Pre-Cambrian rock outcrops (inselbergs) in eastern Bolivia. Flora 190: 299-314.

Kovács-Lang, E.; Kroel-Dulay, G.; Kertész, M.; Fekete, G.; Bartha, S.; Mika, J.; Dobi-Wantuch, I.; Rédei, T.; Rajkai K. & Hahn, I. 2000. Changes in composition of sand grasslands along a gradient in Hungary and

implications for climate change. Phytocoenologia 30 (3-4): 385-407.

Krebs, C. J. 1989. Ecological methodology. Harper Collins, New York. 620p.

Krieger, A.; Porembisk, S. & Barthlott, W. 2000. Vegetation of seasonal rock pools on inselbergs situated in the savanna zone of the Ivory Coast (West Africa). Flora 195: 257-266.

Lewis, G. D.; Schrire, B. D.; Mackinder, B. A. & Lock, J. M. 2005. Legumes of the world. Royal Botanic Garden, Kew, 577p.

Mamede, M. A. & Araújo, F. S. 2008. Effects of slash and burn practices on a soil seed bank of caatinga vegetation in Northeastern Brazil. Journal of Arid Environments 72: 458-470.

Meirelles, S. T.; Pivello, V. R. & Joly, C. A. 1999. The vegetation of granitic orck outcrop in Rio de Janeiro, Brazil, and the need for its protection. Environmental Conservation 26 (1): 10-20.

Mori, S.; Matos-Silva, L.; Lisboa, G. & Coradin, L. 1989. Manual de manejo do herbário fanerogâmico. 2ª ed. Ilhéus. Centro de Pesquisas do Cacau. 104p.

Pigot, J. P. & Sage, L. W. 1997. Remmnant vegetation, priority flora and weed invasions at Yilliminning Rock, Narrogin, Western Australia. Journal of the Royal Society of Western Australia 80: 201-208.

Porembski, S. & Barthlott, W. 1997. Seazonal dynamics of plant diversity on inselbergs in the Ivory Coast (West Africa). Botanical Acta 110: 466-472.

Porembski, S. & Barthlott, W. 2000. Granitic and gneissic outcrops (inselbergs) as centers of desiccation-tolerant vascular plants. Plant Ecology 151: 19 - 28.

Porembski, S.; Barthlott, W.; Dörrstock, S. Biedinger, N. 1994 Vegetation of rock outcrops in Guinea: granite inserlbergs, sandstone table mountains and ferricretes – remarks on species numbers and endemism. Flora 189 (4): 315-326.

Porembski, S.; Brown, G. & Barthlott, W. 1995. A species-poor tropical sedge community: *Afrotrilepis pilosa* mats on inselbergs in West Africa. Nordic Journal of Botany 16 (3): 239-245.

Porembski, S.; Fischer, E. & Biedinger, N. 1997. Vegetation of inselbergs, quarzitic outcrops and ferricretes in Rwanda and eastern Zaire (Kivu). Bulletin du Jardin Botanique National de Belgique 66: 81-99.

Porembski, S.; Martinelli, G.; Ohlemüller, R. & Barthlott, W. 1998. Diversity and ecology of saxicolous vegetation mats on inselbergs in the Brazilian Atlantic rainforest. Diversity and Distributions 4: 107-119.

Porembski, S.; Szarzynsk, J.; Mund, Jan-Petter & Barthlott, W. 1996. Biodiversity and vegetation of small-sized inselbegs in a West africa rain forest (Täi, Ivory Coast). Journal of Biogeography 23: 47-55.

Raunkiaer, C. 1934. The life forms of plants and statistical plant geography. Clarendon Press, Oxford, 632p.

Ribeiro, K. T.; Medina, B. M. O. & Scarano, F. R. 2007. Species composition and biogeographic relations of the rock outcrop flora on the higth plateau of Itatiaia, SE-Brazil. Revista Brasileira de Botânica 30(4): 623-639.

Rodal, M. J. N.; Lins e Silva, A. C. B.; Pessoa, L. M. & Cavalcanti, A. D. C. 2005. Vegetação e flora fanerogâmica da área de Betânia, Pernambuco. *In*: Araújo, F. S.; Rodal, M. J. N. & Barbosa, M. R. V. (orgs). Análise das variações da biodiversidade do bioma Caatinga: suporte a estratégias regionais de conservação. Ministério do Meio Ambiente, Brasília. Pp. 140-166.

Sarthou, C. & Villiers, Jean-François. 1998. Epilithic plant communities on inselbergs in French Guiana. Journal of Vegetation Science 9: 847-860.

Scarano, F. R. 2007. Rock outcrop vegetation in Brazil. a brief overview. Revista Brasileira de Botânica 30(4): 561-568.

Souza, M. J. N. 1988. Contribuição ao estudo das unidades morfo-estruturais do estado do Ceará. Revista de Geologia 1: 73-91.

SUDENE. 1982. Climatologia e balanço hídrico do Ceará: dados pluviométricos, temperaturas

estimadas por regressão. Relatório Técnico Projeto: Delimitação e Regionalização do Brasil semi-árido, 32p.

van der Pijl, L. 1982. Principles of dispersal in higher plants. 2nd ed. Springer Verlag, Berlin, 215p.

van Rooyen, M. W.; Theron, G.K. & Grobbelaar, N. 1990. Life forms and spectra of flora of Namaqualand, South Africa. Journal of Arid Environments 19: 133-145.

ORGANIZAÇÃO ESTRUTURAL E ULTRA-ESTRUTURAL DAS CÉLULAS VEGETATIVAS E DA ESTRUTURA PLURILOCULAR DE *HINCKSIA MITCHELLIAE* (HARVEY) P. C. SILVA (ECTOCARPALES, PHAEOPHYCEAE)

Luciane C. Ouriques[1] *& Zenilda L. Bouzon*

RESUMO

(Organização estrutural e ultra-estrutural das células vegetativas e da estrutura plurilocular de *Hincksia mitchelliae* (Harvey) P. C. Silva (Ectocarpales, Phaeophyceae) O presente estudo tem por objetivo contribuir para o estudo de caracteres sub-celulares que poderão ser utilizados na taxonomia das Phaeophyceae filamentosas, fornecendo dados sobre a estrutura e ultra-estrutura das células vegetativas e do estágio reprodutivo plurilocular de *H. mitchelliae*. Para tanto, estudos de microscopia de luz e eletrônica de transmissão foram realizados. As células vegetativas e reprodutivas de *H. mitchelliae* são uninucleadas, revestidas por uma parede celulósica, outros polissacarídeos e proteínas. A presença de um núcleo por célula, a organização dos tilacóides nos cloroplastos, formando bandas com três tilacóides, dispostos longitudinalmente ao eixo maior da organela e ausência de tilacóide no pirenóide foram similares a outras Phaeophyceae. *H. mitchelliae* também exibiu características ultra-estruturais que estão geralmente associadas a outras espécies, de ordens menos avançadas de Phaeophyceae como a presença de um proeminente pirenóide, dictiossomos perinucleares e plasmodesmos. A morfologia e a organização dos cloroplastos, bem como a presença ou ausência de pirenóide são características importantes dentro das Phaeophyceae. A formação de um novo pirenóide, em estágio de diferenciação, foi observada nos cloroplastos das células vegetativas. Ambas as células apresentaram núcleo com um grande nucléolo, sugerindo uma alta atividade metabólica. Muitos corpos osmiofílicos, os fisóides, foram vistos no citoplasma das células vegetativas e reprodutivas. As células da estrutura plurilocular madura de *H. mitchelliae* diferiram das células vegetativas por apresentar tamanho reduzido, citoplasma denso e desprovidas de vacúolos.

Palavras-chave: *Hincksia mitchelliae*, organização estrutural e ultra-estrutural.

ABSTRACT

(Structural and ultrastructural organization of the vegetative cells and plurilocular structure of *Hincksia mitchlelliae* (Harvey) P. C. Silva (Ectocarpales, Phaeophyceae) This study aims to contribute to the suty of sub-cellular characters that may be used in the taxonomy of filamentous Phaeophyceae. Studies of light and electron microscopy transmission provided data on the structure and ultrastructure of the cells in the vegetative stage and plurilocular reproductive structures of *H. mitchelliae*. Vegetative and reproductive cells of *H. mitchelliae* are uni-nucleated, coated with a cellulose wall, other polysaccharides and proteins. The presence of a single nucleus, organization of thylakoids in the chloroplasts forming three thylakoids per band, longitudinally arranged at the major axis of the organelles, and absence of thylakoids in the pyrenoid are similar to those of other Phaeophyceae. *H mitchelliae* also exhibits ultrastructural characteristics that are generally associated with other species from less advanced orders of Phaeophyceae: the presence of a prominent pyrenoid, perinuclear dictyosomes and plasmodesmatas. The morphology and the organization of chloroplasts as well the presence or absence of pyrenoid are important features in the Phaeophyceae. The formation of a new pyrenoid during differentiation periods was observed in chloroplasts of vegetative cells. Both cells presented a nucleus with a large nucleolus, suggesting an intense metabolic activity. Many osmiophilic bodies called physodes were observed in the cytoplasm of the vegetative and reproductive cells. Cells of matured plurilocular structure of *H. mitchelliae* differed from vegetative cells due to its reduced size, dense cytoplasm, and absence of vacuoles.

Key words: *Hincksia mitchelliae*, structural organization and ultrastructure.

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 06/2008.

[1]Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Biologia Celular, Embriologia e Genética, Campus Universitário, Trindade, 88040-900 Florianópolis, SC, Brasil. ouriques@ccb.ufsc.br

Introdução

Os membros da classe Phaeophyceae são classificados em diferentes ordens de acordo com a organização do talo, tipo de crescimento, tipo de reprodução sexuada, padrão de histórico de vida e organização dos cloroplastos (Bold & Wynne 1985). Os membros desta ordem apresentam os talos formados por tufos frouxos com filamentos unisseriados ramificados, organização heterotríquia, nunca unidos em um tecido pseudoparenquimatoso. O crescimento do talo é do tipo difuso. O ciclo de vida é diplobionte e isomórfico e a sexualidade é isogâmica ou anisogâmica (Rousseau & Reviers 1999). Entre as algas pardas, as estruturas reprodutivas podem ser denominadas de 'órgãos' pluriloculares e uniloculares. As células produzidas na estrutura plurilocular são móveis e derivadas de mitose. A estrutura plurilocular pode ocorrer tanto no gametófito quanto no esporófito, enquanto que a estrutura unilocular ocorre apenas no esporófito e é o centro da meiose (Bold & Wynne 1985; van Den Hoek *et al* 1995). Dentro da ordem Ectocarpales, *Hincksia mitchelliae* (Harvey) P.C. Silva é uma espécie amplamente distribuída em mares tropicais, subtropicais e temperados (van den Hoek *et al.* 1995; Ouriques & Cordeiro-Marino 2004; Wynne 2005). Cresce na região entre marés sobre rochas, molusco (*Perna perna* Linnaeus), craca (*Tetraclita stalactifera* Lamarck), gastrópode (*Fissurela* sp.) e também sobre algumas algas maiores (Ouriques & Cordeiro-Marino 2004).

A ultra-estrutura das células vegetativas tem sido utilizada para distinguir não somente as Phaeophyceae de outras algas, mas também ordens menos avançadas das mais avançadas, dentro da classe (ex. Cole 1970; Galatis *et al.* 1977).

A parede celular das Phaeophyceae é composta por microfibrilas de celulose, dois principais polissacarídeos ácidos (alginato e fucoidina), várias proteínas e compostos fenólicos (Lee 1989, van den Hoek *et al.* 1995, Schoenwaelder 2002, Salgado *et al.* 2007). Nos vegetais a formação da parede celular é acompanhada com o marcador para celulose, o calcofluor white, corante fluorescente que tem sido introduzido para a identificação de material da parede celular de diferentes espécies de plantas inclusive algas. Esse corante reage especificamente com polissacarídeos fibrilares, e.g. celulose (Sengbusch *et al.* 1982, Sengbusch & Müller 1983).

As Phaeophyceae apresentam cloroplastos geralmente de forma discóide com tilacóides arranjados em grupos de três, formando uma banda, e o conjunto de bandas é envolvido por uma banda periférica circular (Lee 1989, van den Hoek *et al.* 1995).

As células das Phaeophyceae são uninucleadas e o material nuclear (DNA) tem sido estudado em preparações histológicas com o uso do corante fluorescente, o fluorocromo 4'6-diamidino-2-phenylindole (DAPI). Com a utilização desse corante foi possível mostrar a ocorrência de uma divisão coordenada entre o núcleo e o cloroplasto durante o processo de formação de unisporos, no esporângio unilocular de *Laminaria angustata* Kjellmann (Motomura *et al.* 1997).

A análise ultra-estrutural das células reprodutivas das Phaeophyceae evidencia as alterações sub-celulares durante o processo de desenvolvimento dos zoósporos no esporângio unilocular antes do amadurecimento celular (Markey & Wilce 1976a; Katsaros & Galatis 1986). As características ultra-estruturais da tetrasporogênese de *Dictyota dichotoma* (Hudson) Lamouroux evidenciaram que algumas células epidérmicas podem se diferenciar em células mãe do tetrasporângio (Katsaros & Pentaris 1994). Essas células apresentam intensa atividade metabólica, expressa pelo citoplasma denso e numerosos vacúolos pequenos. As diferenças estruturais e funcionais entre os gametas masculino e feminino de *Scytosiphon* sp. foram caracterizadas, especialmente pela presença de um tipo de vesícula derivada do complexo de Golgi, específica no gameta feminino (Clayton 1984). Os estudos sobre à ultra-estrutura da estrutura reprodutiva das Phaeophyceae filamentosas são escassos. Esses incluem a ultra-estrutura

da mitose e citocinese no gametângio plurilocular de *Pylaiella littoralis* (L.) Kjellm. (Markey & Wilce 1975), e a ultra-estrutura da formação do esporângio unilocular de *Ectocarpus* sp. (Baker & Evans 1973) e do gametângio plurilocular de *P. littoralis* (Markey & Wilce 1976b).

Com os resultados deste estudo busca-se contribuir com informações adicionais a respeito de caracteres morfológicos sub-celulares que poderão ser utilizados na taxonomia das Phaeophyceae filamentosas, fornecendo dados relativos àestrutura e ultra-estrutura das células vegetativas e do estágio reprodutivo plurilocular de *H. mitchelliae*.

Material e Métodos

H. mitchelliae foi coletada no mesolitoral, na praia da Lagoinha, Ilha de Santa Catarina, Florianópolis, SC. As coletas foram feitas durante as marés baixas, na região entre marés, com auxílio de espátula; em seguida, as amostras foram acondicionadas em sacos plásticos e triadas no laboratório. Para a observação da parede celular, as porções vegetativas e reprodutivas foram fixadas em solução de paraformaldeído 2,5%, em tampão fosfato 0,2M, pH 7,2, por aproximadamente 4–6 h, à temperatura de 4°C e coradas com Calcofluor White M2R 10 mmg.mL^{-1} por 30 min. Logo após, as amostras foram lavadas no mesmo tampão por 15min (Kim & Fritz 1993). No procedimento para a marcação do núcleo com o uso de DAPI, o material foi fixado em Carnoy's por aproximadamente 6h (Ruzin 1999) e, logo após, lavado em tampão Tris-(hidroximetil)-aminometano 0,2M, por 20 min. Em seguida, as amostras foram colocadas em Triton-X-100 (0,2%), por 40min e corados com DAPI (4'6-diamidino-2-phenylindole) na concentração de 0,5 mmg ml^{-1} (Terui *et al.* 1995 modificado), por aproximadamente 50 min. O material foi analisado e fotografado em microscópio fotônico modelo Olympus BH, equipado com câmara fotografica modelo Olympus C-35AD. As observações com o uso dos corantes fluorescentes foram feitas em microscópio Olympus BX 41 epifluorescente com o filtro de comprimento de onda U-MWB2 'excitação no azul', excitação em 360 nm e emissão 460lf nm, apropriado para DAPI e Calcofluor e fotografados com ISO 400.

Para observação em microscopia eletrônica de transmissão, as amostras foram fixadas em solução de glutaraldeído 2,5%, paraformaldeído 2,0%, cloreto de cálcio ($CaCl_2$) 5 mM, em tampão cacodilato de sódio 75 mM e pH 7,2, por aproximadamente 5h a temperatura ambiente. A fixação foi seguida por 3 lavagens, de 30min cada, no mesmo tampão. Logo após, o material foi pós-fixado em tetróxido de ósmio a 2,0%, ferrocianeto de potássio [$K_4Fe(CN)_6.3H_2O$] 0,8% e 5 mM de $CaCl_2$ por 2h. Após serem lavadas novamente no mesmo tampão, as amostras foram desidratadas em uma série crescente de acetona (30 min. em cada concentração), infiltradas em séries graduais de acetona-resina Spurr durante 3 dias, seguido de duas infiltrações em resina pura (12h) e polimerizadas em estufa a 70°C por 24h. Os cortes ultrafinos foram feitos com navalha de diamante em ultramicrotómo Porter-Blum, e posteriormente contrastados com acetato de uranila 1% e citrato de chumbo 1% (Bozzola & Russell 1992). Os cortes ultra-finos foram observados e fotografados no microscópio eletrônico de transmissão Zeiss EM 900.

Resultados

Hincksia mitchelliae apresenta organização filamentosa unisseriada com crescimento heterotríquio formando tufos. Os filamentos prostrados estão presos ao substrato por filamentos rizoidais compactos, dotados de células pouco pigmentadas (Fig. 1a). Os filamentos eretos são abundantes e ramificados de forma irregular (Fig. 1a), com células mais longas que largas com 30 × 70 µm (Fig. 1b). O crescimento do talo é do tipo difuso, com zonas meristemáticas de células curtas distribuídas ao longo dos filamentos eretos (Fig. 1a, e). Todas as células do talo quando tratados com Calcofluor White revelaram uma intensa fluorescência azul evidenciando o componente celulósico da parede celular (Fig. 1c). Observou-se que a parede celular entre as

Figura 1 – *Hincksia mitchelliae*, microscopia de luz convencional e microscopia de fluorescência – a. aspecto geral da planta mostrando as células meristemáticas (cabeças de seta) e as estruturas pluriloculares (setas); b. detalhe das células vegetativas mostrando numerosos cloroplastos (setas); c. parede celular fluorescente com o uso de calcofluor (seta); d. células vegetativas tratadas com DAPI mostrando um só núcleo por célula; e. detalhe da região meristemática; f. região meristemática tratada com calcofluor; g. células meristemáticas coradas tratadas com DAPI mostrando um núcleo por célula; h. porção de um filamento ereto mostrando as estruturas pluriloculares nos ramos laterais; i. detalhe da estrutura plurilocular cilíndrico mostrando uma intensa pigmentação pela presença de numerosos cloroplastos; j. porção superior de filamento ereto mostrando as estruturas pluriloculares em diferentes estágios de maturação tratados com DAPI; l. detalhe das estruturas pluriloculares com células uninucleadas indicadas pela reação positiva ao DAPI. Observe a presença de lócus vazios indicando a liberação de gametas (seta); m. estrutura plurilocular corado com calcofluor, mostrando uma parede mais espessa envolvendo toda a estrutura.

células é mais delgada quando comparada à parede externa do filamento. Quando tratadas com DAPI as células vegetativas mostraram um único núcleo central, destacado pela reação positiva ao DNA (Fig. 1d). As células da região meristemática reagiram similarmente às outras regiões quando tratadas com DAPI e Calcofluor White (Fig. 1f-g). As células vegetativas apresentam cloroplastos discóides, individualizados, numerosos e distribuídos por todo o citoplasma periférico (Figs. 1b e 1e).

As estruturas pluriloculares são cilíndricas e distribuídas na parte interna dos ramos laterais (Figs. 1a, h). Dividem-se em vários lóculos constituídos por células cúbicas (Fig. 1i-l). Essas células são uninucleadas, indicado pela marcação com o uso de DAPI (Fig. 1j-l). Estruturas pluriloculares em diferentes estágios de maturação foram distinguidas pelo número de lóculos, evidenciado pelos núcleos marcados com DAPI (Fig. 1j). Uma delgada parede celular reveste cada célula que constituí a estrutura plurilocular, as quais foram marcadas com calcofluor evidenciando a composição celulósica (Fig. 1m).

As células vegetativas tanto em cortes transversais quanto em longitudinais apresentaram o citoplasma entrecortado por vacúolos, numerosos fisóides e cloroplastos (Fig. 2). Esses vacúolos são elétron-transparentes, de tamanhos variados, preenchem considerável porção do volume citoplasmático (Fig. 2). Nestas células, os dictiossomos estão distribuídos na região perinuclear e numerosas mitocôndrias são observadas próximos aos cloroplastos. As células são uninucleadas, com um núcleo interfásico grande com 4–6 μm de diâmetro, localizado na região central. Esses núcleos apresentam contorno irregular, e são limitados por uma dupla unidade de membrana

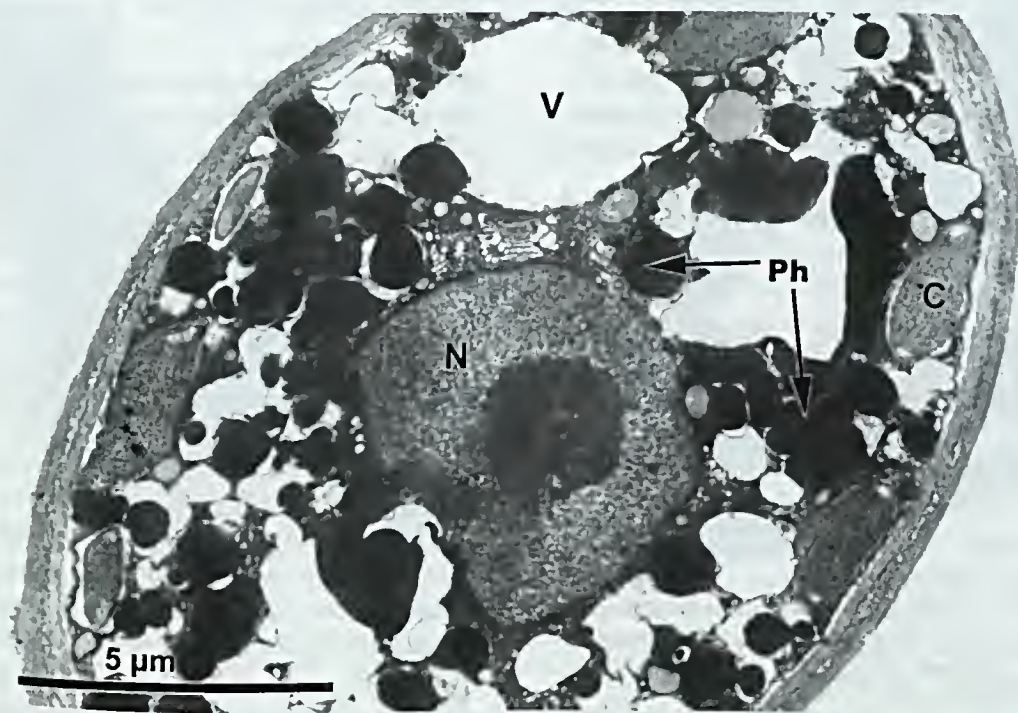



Figura 2 – Células vegetativas de *Hincksia mitchelliae* observadas no microscópio eletrônico de transmissão (MET) – corte transversal do talo mostrando o núcleo central (N) com nucléolo proeminente. Os dictiossomos estão distribuídos na região perinuclear e os cloroplastos (C) no citoplasma periférico. Observe vacúolos (V) de tamanhos variados ocupando uma grande parte do volume celular e grânulos elétron-densos fisóides (Ph).

(Fig. 2). Nesses núcleos observou-se uma cromatina difusa, predominando a forma de eucromatina. Um grande nucléolo elétron-denso, medindo até 2 μm de diâmetro, foi observado na maioria das células ocupando uma parte considerável do volume nuclear (Figs. 2 e 3a). O envelope nuclear aparentemente é interrompido por numerosos complexos de poros (Fig. 3b). A membrana externa do envelope nuclear está em íntima associação com os dictiossomos que se localizam na região perinuclear (Fig. 3a-b). Entre as cisternas da região de maturação dos dictiossomos e a membrana externa do envelope nuclear existe uma área de transição ocupada por pequenas vesículas que parecem brotar do envelope nuclear e se fundem na região de maturação dos dictiossomos. Como a face cis dos dictiossomos está voltada para a membrana externa do envelope nuclear, essas vesículas seriam incorporadas às cisternas em crescimento (Fig. 3b). Esses dictiossomos são constituídos por pilhas de 6–8 cisternas. As cisternas da face cis apresentam a região central mais delgada, sendo as extremidades dilatadas preenchidas por conteúdo elétron-transparente (Fig. 3b). Entretanto, as cisternas localizadas na região trans são uniformemente dilatadas (Fig. 3b).

A parede celular que delimita externamente o filamento é espessa e formada por agregados paralelos de microfibrilas de celulose que estão embebidos em uma matriz amorfa. Externamente, uma camada irregular de material mucilaginoso, cobre a parede (Fig. 3c). As células são separadas umas das outras por uma parede delgada interrompida por pequenos canais, os plasmodesmos, que permitem a conexão dos citoplasmas das células adjacentes.

Os cloroplastos das células vegetativas são discóides e aparecem alongados em corte transversal, perifericamente distribuídos, ocupando uma parte significante do volume celular (Fig. 2). Cada cloroplasto é delimitado por uma dupla unidade de membrana preenchida por uma matriz densamente granular (Fig. 3d). Os tilacóides são agregados em bandas de três a três, uniformemente separadas por um espaço interbanda, exceto na região onde ocorrem alguns glóbulos elétron-densos, os plastiglóbulos (Fig. 3d). As bandas são distribuídas paralelamente ao eixo maior do cloroplasto. Estas bandas podem sofrer bifurcações resultando num aumento de tilacóides (Fig. 3d-e). O número de bandas é variável, pode-se observar até 11 bandas por cloroplasto. Em alguns cloroplastos, são identificáveis pequenas regiões elétron-transparentes, preenchidas por conteúdo fibrilar, nas extremidades dos tilacóides, as quais devem corresponder ao genoma plastidial. Na maioria dos cloroplastos verificou-se a presença de um pirenóide que se projeta a partir da região mediana formando uma grande saliência na superfície do cloroplasto. Ocasionalmente observa-se um segundo pirenóide localizado lateralmente ao pirenóide principal (Fig. 3d).

A estrutura plurilocular é formada por um aglomerado celular resultante de sucessivas divisões que ocorrem em vários planos, onde predominam as divisões transversais e oblíquas. No final da maturação dessa estrutura, as células resultantes caracterizam-se por um citoplasma denso devido à ausência de vacúolos, sendo preenchido por numerosas organelas (Fig. 4a). A parede celular com 2,0–3,0 μm de espessura, que reveste toda a estrutura plurilocular é formada por microfibrilas elétron-densas de aspecto compacto. As células são revestidas individualmente por uma fina parede com constituição semelhante a que reveste toda a estrutura (Fig. 4a). Nessas células, numerosas mitocôndrias aparecem distribuídas principalmente no citoplasma periférico, próximas aos cloroplastos (Fig. 4b). Os dictiossomos são perinucleares, como o observado nas células vegetativas, entretanto apresentam um número maior de cisternas que os torna hipertróficos (Figs. 4c e 4e). Essa hipertrofia é caracterizada especialmente pela presença de numerosas cisternas dilatadas com conteúdo elétron-transparente na região de

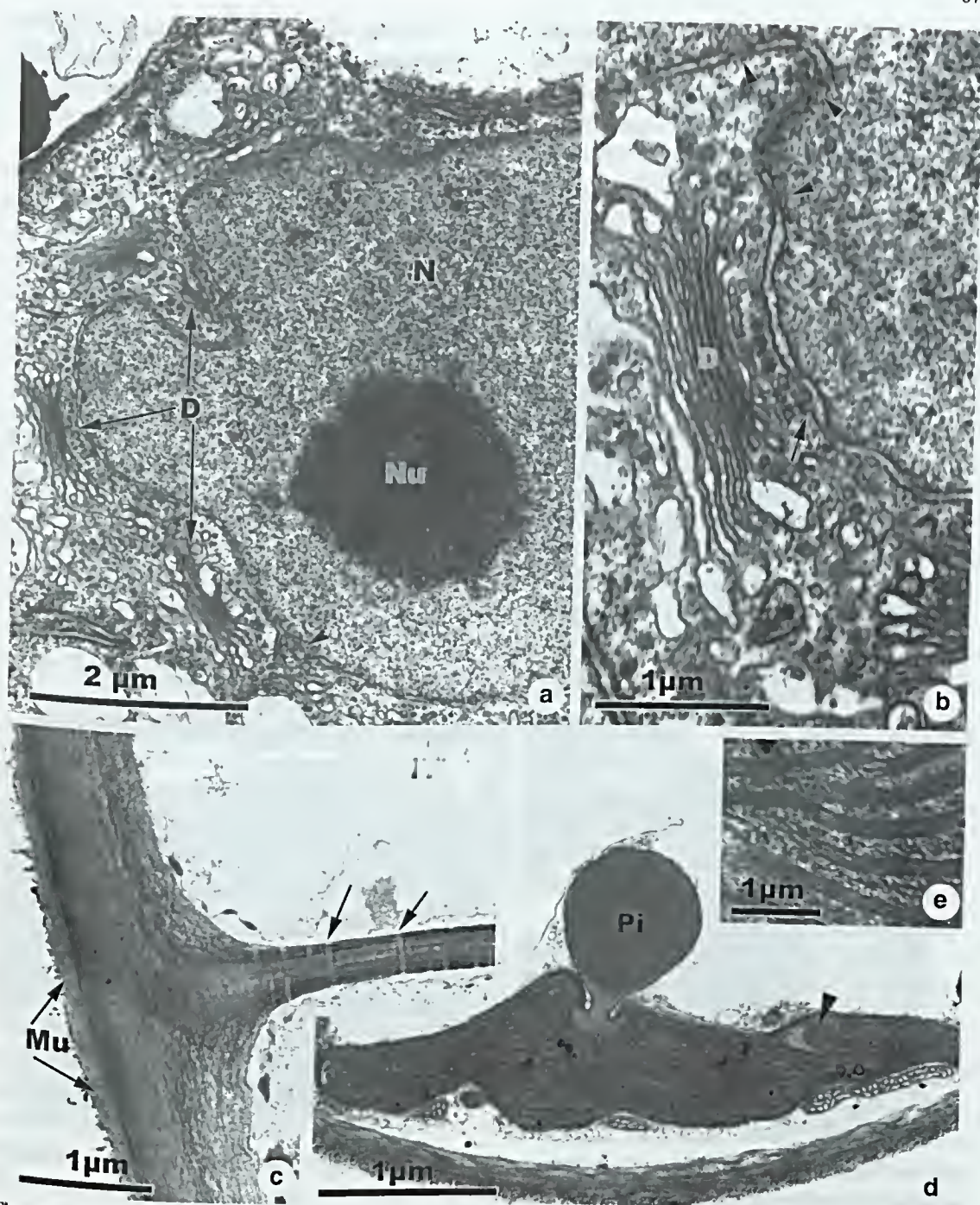



Figura 3 – Células vegetativas de *Hincksia mitchelliae* observadas no microscópio eletrônico de transmissão (MET) – a. detalhe do núcleo (N) com forma irregular, mostrando um nucléolo (Nu) proeminente. Observe os dictiossomos (D) perinucleares; b. porção do núcleo mostrando complexos de poros (cabeças de setas) e dictiossomos (D) perinucleares. Observe vesículas brotando do envelope nuclear (seta) próximo a região de formação dos dictiossomos; c. detalhe da parede celular constituída por bandas alternas de material fibrilar embebido em uma matriz amorfa. Externamente à parede celular uma camada irregular de material mucilaginoso (Mu). Observe que a parede celular externa é mais espessa em relação à parede entre as células. A parede entre as células é atravessada por números plasmodesmos (setas); d. detalhe do cloroplasto mostrando o arranjo de bandas de tilacóides convergindo para o pirenóide (Pi). Note a presença de um pirenóide secundário (cabeça de seta). Alguns glóbulos elétron-densos, os plastiglóbulos, podem ser observados entre os tilacóides. e. Detalhe dos tilacóides organizados em banda compostas por três tilacóides.

maturação (Fig. 4c). Os cloroplastos são numerosos, menores que nas células vegetativas e ocupam a maior parte do conteúdo citoplasmático. A organização membranar é semelhante a dos cloroplastos das células vegetativas onde as três bandas de tilacóides estão mergulhadas no estroma plastidial. Foram observadas 8-10 bandas paralelas de tilacóides por cloroplasto. O conjunto de bandas internas paralelas é envolvido por uma banda circular com organização semelhante às bandas internas. Uma unidade de membrana reveste todo o cloroplasto e o pirenóide que se projeta lateralmente (Fig. 4d).

As demais regiões do citoplasma são densamente preenchidas por ribossomos livres que conferem a essas regiões um aspecto granular (Fig. 4d). Os núcleos das células do órgão plurilocular são volumosos com até 10 μm diâmetro, apresentam cromatina bem difusa e grande nucléolo (Fig. 4e).

Discussão

A parede celular de *H. mitchelliae* apresenta microfibrililas de celulose evidenciadas pela reação ao Calcofluor White, como também observado em outras algas Phaeophyceae (e.g. Herth & Schnepf 1980; Sengbusch *et al.* 1982).

Dentre as características ultra-estruturais observadas nas células vegetativas de *H. mitchelliae,* que são similares às descritas para as Phaeophyceae, destaca-se a presença de um núcleo por célula, a organização dos tilacóides nos cloroplastos, que são agrupados três a três, formando uma banda disposta longitudinalmente ao eixo maior da organela e ausência de tilacóide no pirenóide (Bouck 1965; Mccully 1968; Cole 1970; Galatis *et al.* 1977; Chung *et al.* 1987). Este padrão de organização dos cloroplastos pode apresentar pequenas variações como observado em *H. mitchelliae,* onde as bandas dos cloroplastos podem sofrer bifurcações resultando num aumento de tilacóides, similar ao observado em *Laminaria saccharina* (L.) Lamouroux (Chung *et al.* 1987).

A morfologia e a organização dos cloroplastos, bem como a presença ou ausência de pirenóide são consideradas características diagnósticas a serem empregadas na delimitação das ordens das Phaeophyceae (Hori 1972). Dentro das Phaeophyceae, os pirenóides estão presentes em certos membros das Ectocarpales, Chordariales, Scytosiphonales e Dictyosiphonales, consideradas mais primitivas, porém os mesmos estão ausentes em espécies de ordens mais derivadas (Griffiths 1979). Entre as Phaeophyceae que contêm pirenóides nos cloroplastos, são encontrados três tipos: um pirenóide que se projeta da região mediana do cloroplasto (Hori 1972), um pirenóide não projetado localizado na região central do cloroplasto (Delépine *et al.* 1976; Peter & Clayton 1998) e pirenóides terminais (Delépine *et al.* 1976; Magne 1976; Müller & Parodi 1994; Müller *et al.* 1998; Ouriques & Bouzon 2000). Os cloroplastos de *H. mitchelliae* apresentam um pirenóide projetando-se a partir da região mediana, semelhante a muitas Phaeophyceae. Somente seis gêneros de Phaeophyceae filamentosas apresentam cloroplastos com aspecto estrelado (Peters & Clayton 1998). Os gêneros *Asterocladon* Müller, Parodi & Peters (Müller *et al.* 1998), *Asteronema* Delépine & Asensi (Delépine *et al.* 1976; Müller & Parodi 1994; Ouriques & Bouzon 2000) e *Bachelotia* (Bornet) Kuck. *ex* Hamel (Magne 1976) apresentam vários cloroplastos com pirenóides terminais que convergem para um mesmo ponto na célula, dando ao conjunto um arranjo estrelado. Entretanto, os gêneros *Splachnidium* Greville, *Scytothamnus* Hooker f. & Harvey e *Stereocladum* Hooker f. & Harvey, possuem um único cloroplasto com braços que conferem a organela uma aparência estrelada, com pirenóide central perfurado por invaginações citoplasmáticas (Delépine *et al.* 1976; Peters & Clayton 1998).

Com base na análise ultra-estrutural das células vegetativas, enfatizando a disposição dos cloroplastos de *Ectocarpus* e *Hincksia* de Ectocarpales, Müller & Parodi (1994) e Ouriques & Bouzon (2000) propuseram a

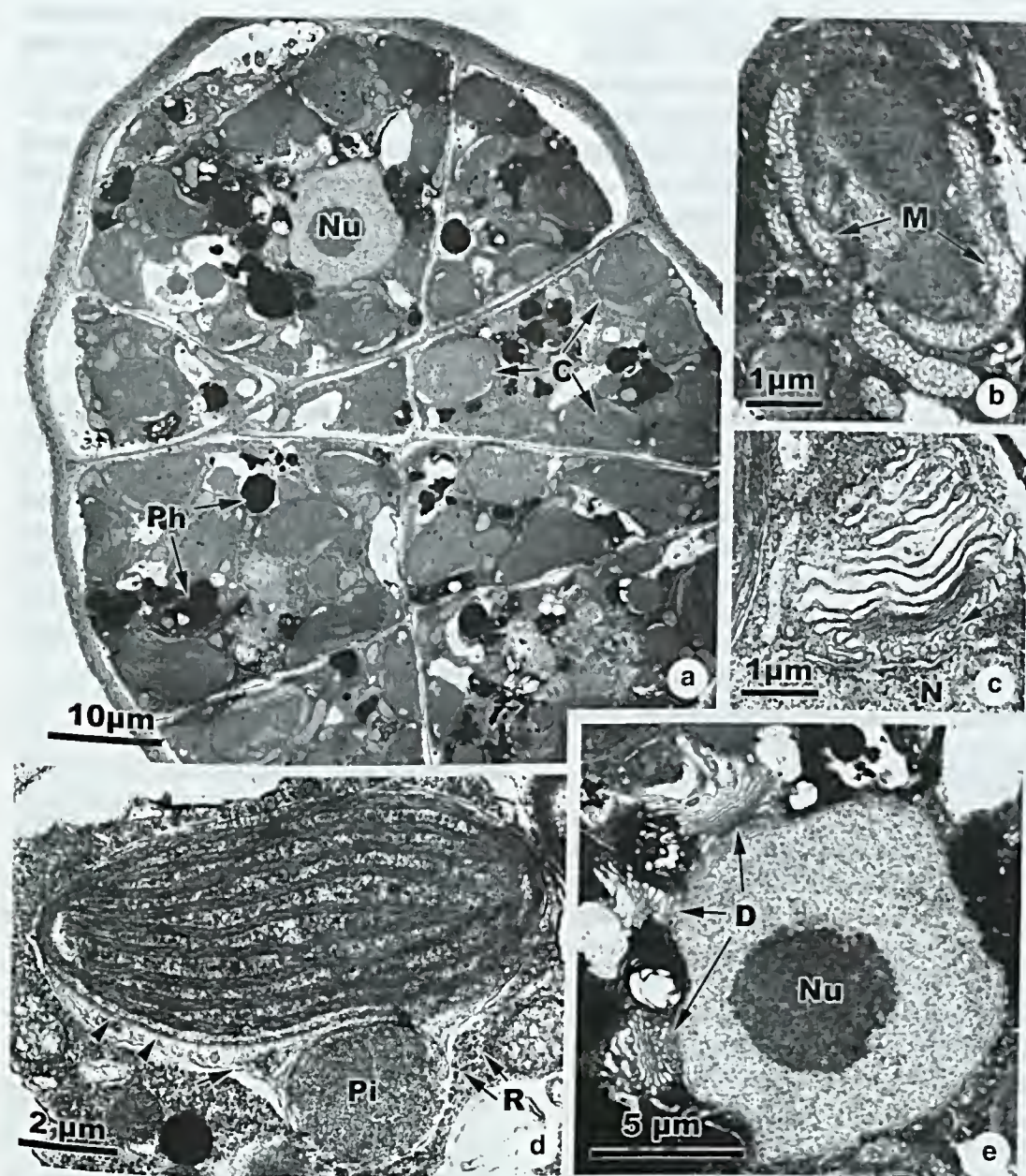



Figura 4 – Estrutura plurilocular de *Hincksia mitchelliae* observada no microscópio eletrônico de transmissão (MET) – a. corte transversal da estrutura plurilocular mostrando que as células são compactas, e que o citoplasma é ocupado principalmente por cloroplastos (C) e grânulos elétron-densos fisóides (Ph). O núcleo é volumoso com nucléolo proeminente (Nu); b. detalhe de uma porção citoplasmática mostrando algumas mitocôndrias alongadas (M); c. destaque de um dictiossomo hipertrófico com cistemas dilatadas. Observe pequenas vesículas entre a região de formação e o envelope nuclear (seta); d. detalhe do cloroplasto envolvido por uma dupla membrana (cabeças de setas), mostrando bandas de tilacóides paralelos. Note uma unidade de membrana (seta) revestindo todo o cloroplasto e o pirenóide (Pi). Numerosos ribossomos livres (R) estão presentes no citoplasma; e. detalhe do núcleo com nucléolo grande e elétron-denso (Nu). Observe os dictiossomos (D) perinucleares.

transferência desses gêneros para o gênero *Asteronema*. Nesses gêneros foi possível, ao MET e na observação de material vivo, verificar que vários cloroplastos apresentavam disposição estrelada pela convergência dos pirenóides. Esses cloroplastos foram até então, considerados não agregados, pois haviam sido observados em microscopia de luz e material fixado.

Nos cloroplastos das células vegetativas de *H. mitchelliae* foi observada a formação de um novo pirenóide em estágio de diferenciação, localizado também lateralmente. Esta característica é pouco comum dentro das Phaeophyceae, visto que, na literatura, somente duas descrições foram citadas: na célula móvel de *Ectocarpus confervoides* (Roth) Le Jolis, onde o novo pirenóide se originou na base do primeiro pirenóide (Evans 1960) e no zigoto de *Scytosiphon lomentaria* (Lyngbye) Link, onde o novo pirenóide é formado distante do primeiro (Nagasato & Motomura 2002), semelhante ao observado em *H. mitchelliae*. Entretanto, *S. lomentaria* é considerada mais derivada em relação a *H. mitchelliae*. Vale ressaltar ainda, que essas duas descrições já citadas na literatura se referem às células reprodutivas. Segundo Nagasato & Motomura (2002), futuros estudos são necessários a fim de esclarecer o início da formação do novo pirenóide, se a partir da base do primeiro pirenóide ou de forma independente.

No material analisado não foi observado o retículo endoplasmático envolvendo o pirenóide. Entretanto, essa característica foi verificada para outras espécies de algas pardas, como *Chorda filum* Stackhouse (Bouck 1965) e *Asteronema rhodochortonoides* (Boergesen) Müller & Parodi (Müller & Parodi 1994).

Uma característica que separa as ordens mais derivadas das mais primitivas é a presença de dictiossomos perinucleares como observado por Bouck (1965) em *Giffordia* sp. (Ectocarpales), *C. filum* (Laminariales) e Gunning & Steer (1996) em *Tribonema* sp (Tribonematales). Entretanto, em *Sphacelaria tribuloides* Meneghini os dictiossomos podem ocupar uma posição perinuclear ou estarem espalhados pelo citoplasma, característica esta típica de Phaeophyceae mais avançadas taxonomicamente (Galatis *et al.* 1977). Nas células vegetativas de *H. mitchelliae* os dictiossomos foram observados somente na região perinuclear. A presença de dictiossomos nessa região está diretamente relacionada com a produção de vesículas que brotam da membrana externa do envelope nuclear e são incorporadas à face de formação dos dictiossomos, similar ao observado por Bouck (1965), Cole (1970) e Galatis *et al.* (1977). A relação funcional entre o retículo endoplasmático, incluindo o envelope nuclear, e o complexo de Golgi é evidenciada em certas células das algas (Gunning & Steer 1996). O retículo endoplasmático e a membrana externa do envelope nuclear são freqüentemente contínuos. Neste caso, o envelope nuclear é considerado como uma cisterna especializada do retículo endoplasmático (Gunning & Steer 1996).

As células vegetativas de *H. mitcheliae* apresentaram o núcleo interfásico com um grande nucléolo, indicando que essas células possuem uma alta atividade metabólica, resultado da intensa síntese de RNA ribossomal. Corroborando essa suposição, alguns complexos de poros são observados na membrana nuclear, sugerindo um intenso intercâmbio de material entre o núcleo e o citoplasma. Nessas células, provavelmente uma grande quantidade de ribossomos livres deve estar presente reforçando a evidência de intercâmbio núcleo-citoplasma.

As mitocôndrias estão distribuídas no citoplasma, próximas aos cloroplastos, diferindo do observado em *Chorda filum*, onde as mitocôndrias tendem a se posicionar ao longo da margem celular; e das observações feitas para *Giffordia* sp. e *Fucus vesiculosus* L., com mitocôndrias espalhadas por todo citoplasma (Bouck 1965). A associação com os cloroplastos deve ser resultante de uma possível interação metabólica entre estas organelas, como também observado em *Sphacelaria tribuloides* Meneghini (Galatis *et al.* 1977).

Muitos corpos osmiofílicos correspondentes a fisóides foram vistos no citoplasma das células vegetativas de *H. mitchelliae*. Os fisóides são estruturas citoplasmáticas contendo compostos fenólicos (Clayton & Beakes 1983; Lee 1989) muito comuns em Phaeophyceae. Essas estruturas são formadas pelo retículo endoplasmático e complexo de Golgi (Schoenwaelder & Clayton 2000; Schoenwaelder 2002) e tipicamente elétron-densos na microscopia eletrônica de transmissão.

Nas células das estruturas pluriloculares de *H. mitchelliae*, os dictiossomos são hipertróficos semelhantes aos observadados em *Pylaiella littoralis* (L.) Kjellm. durante a citocinese (Markey & Wilce 1975). Dictiossomos altamente ativos foram verificados no esporângio plurilocular de *Ectocarpus* sp. (Baker & Evans 1973). Os resultados desse estudo indicaram que os dictiossomos são capazes de mudar de função dependendo da necessidade de cada fase do ciclo de vida da espécie. Conseqüentemente, durante a formação do esporângio, os dictiossomos do esporo em desenvolvimento produzem a matriz que é secretada dentro do esporângio. Nos últimos estádios de esporogênese e durante a fase móvel, os dictiossomos produzem numerosas vesículas contendo uma substância fibrilar responsável pela adesão dos esporos. Posteriormente, essas vesículas presentes nas células fixadas podem aparentemente contribuir para a formação de novas paredes celulares. Estas múltiplas funções desempenhadas pelos dictiossomos ocorreram também durante a ontogênese, liberação e fixação de esporos de algas vermelhas (Bouzon *et al.* 2005; Ouriques & Bouzon 2005).

A organização membranar dos cloroplastos da estrutura plurilocular de *H. mitchelliae* foi semelhante ao observado nas células vegetativas. Entretanto, na superfície do cloroplasto foi possível observar uma membrana que pode ser contínua com a membrana do retículo endoplasmático rugoso como o observado em outras Phaeophyceae. Nas Ectocarpales, a camada membranosa mais externa do retículo endoplasmático rugoso é geralmente contínua com a membrana externa do envelope nuclear (Lee 1989). Em adição, o pirenóide é envolvido por uma *membrane-bound cap*, denominado 'saco do pirenóide' (Evans 1960).

As células da estrutura plurilocular apresentaram numerosos ribossomos livres espalhados por todo o citoplasma. A presença dessas partículas deve estar relacionada com intensa produção de proteínas que deverão ser utilizadas na biossíntese das organelas membranosas, durante o processo de fecundação e germinação.

As múltiplas células presentes na estrutura plurilocular são delimitadas por uma parede celular fina, e todas revestidas pela parede vegetativa original, semelhante ao descrito em *P. littoralis* (Markey & Wilce 1975, 1976b).

O núcleo interfásico com um proeminente nucléolo é semelhante ao observado nas células vegetativas de *H. mitchelliae*, sugerindo que essas células reprodutivas possuem uma alta atividade metabólica.

Muitos corpos osmiofílicos correspondentes a fisóides foram também vistos no citoplasma das células reprodutivas, concordando com o observado por Baker & Evans (1973) e Clayton (1984).

Referências Bibliográficas

Baker J. R. J. & Evans L.V. 1973. The ship-fouling alga *Ectocarpus*. II. Ultrastructure of the unilocular reproductive stages. Protoplasma 77: 181-189.

Bold, H. C. & Wynne, M. J. 1985. Introduction to the Algae: structure and reproduction. 2ed. Princeton Hall, New Jersey, 719p.

Bozzola, J. B. & Russell, L. D. 1992. Electron microscopy. Jones and Bartlett Publishers, London, 542p.

Bouck, G. B. 1965. Fine structure and organelle associations in brown algae. Journal of Cell Biology 26: 523-535.

Bouzon, Z. L.; Ouriques, L. C. & Oliveira, E. C. 2005. Ultrastructure of tetraspore

germination in the agar-producing seaweed *Gelidium floridanum* (Gelidiales, Rhodophyta). Phycologia 44: 409-415.

Clayton, M. N. 1984. An electron microscope study of gamete release and settling in the complanate from of *Scytosipon* (Scytosiphonaceae, Phaeophyta). Journal of Phycology 20: 276-285.

Clayton, M. N. & Beakes, G. W. 1983. Effects of fixatives on the ultrastructure of physodes in vegetative cells of *Scytosiphon lomentaria* (Scytosiphonales, Pheaophyta). Journal of Phycology 19: 4-16.

Cole, K. 1970. Ultrastructural characteristics in some species in the Scytosiphonales. Phycologia 9: 275-283.

Chung, I. K K.; Ledbetter, M. C. & Brinkhuis, B. H. 1987. Fine structure of *Laminaria saccharina* (L.) Lamour. The Korean Journal of Phycology 22: 147-171.

Delépine, R.; Asensi A. & Guglielmi G. 1976. Nouveaux types d'ultrastructure plastidiale chez les Phéophycées. Phycologia 15: 425-434.

Evans, L. V. 1960. Distribution of pyrenoids among some brown algae. Journal of Cell Sciences 1: 449-454.

Galatis, B.; Katsaros, C. & Mitrakos, K. 1977. Fine structure of vegetative cells of *Sphacelaria tribuloides* Menegh. (Phaeophyta, Sphacelariales) with special reference to some unusual proliferations of the plasmalemma. Phycologia 16: 139-151.

Griffiths, D. J. 1979. The pyrenoid. Botanical Review 36: 29-58.

Gunning, B. E. S. & Steer, M. W. 1996. Plant cell biology – structure and function. Jones and Bartlett Publishers, Boston.

Herth, W. & Schnepf, E. 1980. The fluorochrome, calcofluor white, binds oriented to structural polysacchride fibrils. Protoplasma 105: 129-133.

Hori, T. 1972. Further survey of pyrenoid distribuition in Japan brown algae. Botanical Magazine 85: 125-134.

Katsaros, C. & Galatis, B. 1986. Ultrastructural studies on zoosporogenesis of *Halopteris filicina* (Sphacelariales, Phaeophyta). Phycologia 25: 358-370.

Katsaros, C. & Pentaris, K. 1994. The ultrastructure of tetrasporogenesis in *Dictyota dichotoma* (Hudson) Lamourou (dictyotales, Phaeophyceae). Japanese Journal of Phycology 42: 281-290.

Kim, G. H. & Fritz, L. 1993. Ultrastucture and cytochemistry of early spermatangial development in *Antithamnion nipponicum* (Ceramiaceae, Rhodophyta). Journal of Phycology 29: 797-805.

Lee, R. E. 1989. Phycology. 2ed. Cambridge University Press, Cambridge, 645p.

Magne, F. 1976. Quelques caractères cytologiques particuliers du *Bachelotia antillarum* (Phéophycées, Ectocarpales). Phycologia 15: 309-319.

Markey, D. R. & Wilce, R. T. 1975. The ultrastructure of reproduction in the brown alga *Pylaiella littoralis*. I. Mitosis and cytokinesis in the plurilocular gametangia. Protoplasma 85: 219-241.

Markey, D. R. & Wilce, R. T. 1976a. The ultrastructure of reproduction in the brown alga *Pylaiella littoralis*. II. Zoosporogenesis in the unilocular sporangia. Protoplasma. 88: 147-173.

Markey, D. R. & Wilce, R. T. 1976b. The ultrastructure of reproduction in the brown alga *Pylaiella littoralis*. III. Later stages of gametogenesis in the plurilocular gametangia. Protoplasma 88: 175-186.

McCully, M. 1968. Histological studies on the genus *Fucus*. Protoplasma 62: 20-40.

Motomura, T., Ichimura, T. & Melkonian, M. 1997. Coordicative of fertilization and parthenogenesis in *Laminaria angustata* (Laminariales, Phaeophyta). Journal of Phycology 33: 266-271.

Müller, D. G. & Parodi, E. 1994. *Asteronema rhodochortonoides* nov. comb. (Ectocarpales, Phaeophyceae) – a newly

recognized taxon with stellate chloroplast arrangement. Phycologia 33: 471-474.

Müller, D. G.; Parodi, E. & Peters, A. F. 1998. *Asterocladon lobatum* gen. et sp. nov., a new brown alga with stellate chloroplast arrangement, and its systematic position judged from nuclear rDNA sequences. Phycologia 37: 425–432.

Nagasato, C. & Motomura, T. 2002. New pyrenoid formation the brown alga, *Scytosiphon lomentaria* (Scytosiphonales, Phaeophyceae). Journal of Phycology 38: 800-806.

Ouriques, L. C. & Bouzon, Z. L. 2000. Stellate chloroplast organization in *Asteronema breviarticulatum* comb. nov. (Ectocarpales, Phaeophyta). Phycologia 39: 267-271.

______ & Bouzon, Z. L. 2005. Spore development in red algae. A case study with *Nemalion helminthoides* (Nemaliales, Rhodophyta). Algological Studies 116: 115-127.

Ouriques, L. C. & Cordeiro-Marino, M. 2004. Levantamento florístico das ordens Ectocarpales, Chordariales, Scytosiphonales e Sphacelariales (Phaeophyta) do litoral do estado de Santa Catarina, Brasil. Hoehnea 31: 293-312.

Peters, A. F. & Clayton, M. N. 1998. Molecular and morphological investigations of three brown algal genera with stellate plastids: evidence for Scytothamnales ord. nov. (Phaeophyceae). Phycologia 37: 106-113.

Rousseau, F. & Reviers, B. 1999. Circunscription of the order Ectocarpales (Phaeophyta): bibliographical synthesis and molecular evidence. Crytogamie Algologie 20: 5-18.

Ruzin, S. E. 1999. Plant microtechnique and microscopy. Oxford University Press, Oxford, 322p.

Salgado, L. T.; Tomazetto, R.; Cinelli, L. P.; Farina, M. & Amado Filho, G. M. 2007. The influence of brown algae alginates on phenolic compounds capability of ultraviolet radiation absorption *in vitro*. Brazilian Journal of Oceanography 55: 145-154.

Schoenwaelder, M. E. A. 2002. The occurrence and cellular significance of physodes in brown algae. Phycologia 41: 125-139.

Schoenwaelder, M. E. A. & Clayton, M. N. 2000. Physodes formation in embryos of *Phyllospora comosa* and *Hormosira banksii* (Phaeophyceae). Phycologia 39: 1-9.

Sengbusch, P. V.; Mix, M.; Wachholz, I. & Manshard, E. 1982. FITC-Labeled lectins and calcofluor white ST as probes for the investigation of the molecular architecture of cell surfaces. Studies on conjugatophycean species. Protoplasma 111: 38-52.

______ & Müller, U. 1983. Distribution of glycoconjugates at algal cell surfaces as monitored by FITC-conjugates lectins. Studies on selected species from *Cyanophyta*, *Pyrrhophyta*, *Raphidophyta*, *Euglenophyta*, *Chromophyta* and *Chlorophyta*. Protoplasma 114: 103-113.

Terui, S.; Suzuki, K. & Takahashi, H. 1995. Synchronization of chloroplast division in the ultramicroalga *Cyanidioschyzon merolae* (Rhodophyta) by tretment with light and aphidicolin. Journal of Phycology 31: 958-961.

Van Den Hoek, C.; Mann, D. G. & Jahns, H. M. 1995. Algae – an introduction to phycology. Cambridge University Press, Cambridge, 623p.

Wynne, M. J. 2005. A checklist of benthic marine algae of the tropical and subtropical western Atlantic: second revision. Nova Hedwigia 129: 1-152.

A FAMÍLIA ASTERACEAE NA ESTAÇÃO DE PESQUISA E DESENVOLVIMENTO AMBIENTAL GALHEIRO, PERDIZES, MINAS GERAIS, BRASIL[1]

Eric Koiti Okiyama Hattori[2,4] *& Jimi Naoki Nakajima*[3]

RESUMO

(Asteraceae na EPDA-Galheiro, Perdizes, Minas Gerais, Brasil) A família Asteraceae é uma das maiores famílias de Angiospermas, com cerca de 1.600 gêneros e 25.000 espécies aproximadamente. Para o estado de Minas Gerais, os únicos estudos com a família como um todo são os levantamentos realizados na Serra do Cipó, na Serra da Canastra, e em Grão-Mogol. O objetivo do presente estudo é o de apresentar as espécies de Asteraceae ocorrentes na Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro, Perdizes. Foram realizadas coletas mensais nesta estação, entre maio de 2002 e abril de 2004. O tratamento taxonômico inclui uma chave de identificação, descrições das espécies e comentários sobre distribuição geográfica, hábitat e características diagnósticas. Para os gêneros *Eupatorium* e *Vernonia* foram utilizados os conceitos tradicionais de classificação, uma vez que as novas propostas de classificação ainda necessitam de estudos taxonômicos mais aprofundados, particularmente para os táxons brasileiros. Foram encontradas 107 espécies em 34 gêneros. Os gêneros mais representativos foram *Vernonia* (24 spp.), *Eupatorium* (19 spp.), *Mikania* (10 spp.) e *Baccharis* (8 spp.). As espécies encontradas na área de estudo ocorrem principalmente nas formações campestres, o que explica a existência de aproximadamente 75% (81 de 107) das espécies encontradas na área de estudo em comum com a lista compilada da família para a flora do Cerrado.
Palavras-chave: florística, tratamento taxonômico, Compositae, flora do Cerrado.

ABSTRACT

(Asteraceae from EPDA-Galheiro, Perdizes, Minas Gerais, Brazil) The Asteraceae is one of the largest families of Angiosperms, with approximately 1600 genera and 25000 species. In Minas Gerais State there are few studies of the whole family, such as the surveys of the Serra do Cipó, Serra da Canastra and Grão-Mogol. The objective of this study is to present an account of the species of Asteraceae in Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental-Galheiro, Perdizes, MG. The survey was carried out between May 2002 and April 2004. The taxonomic treatment provides a identification key and descriptions of each species, followed by comments on their distribution, habitat and diagnostic characteristics. *Eupatorium* and *Vernonia* were treated using the traditional classification, once the current proposals still need further development particularly concerning the Brazilian taxa. A total of 107 species were collected belonging to 34 genera. The most representative genera were *Vernonia* (24 spp.), *Eupatorium* (19 spp.), *Mikania* (10 spp.) and *Baccharis* (8 spp.). The species found within the studied area are mainly representatives from open, savana-like vegetation, resulting in an overlap of approx. 75% (81 out of 107 species) with a compiled list for the Cerrado flora.
Key words: floristics, taxonomic survey, Compositae, cerrado flora.

INTRODUÇÃO

Asteraceae é a maior família de angiospermas, compreendendo 25.000 espécies pertencentes a 1.600 gêneros dispostos em 17 tribos e três subfamílias (Bremer 1994). No Brasil, a família está representada por aproximadamente 196 gêneros e cerca de 1.900 espécies (Barroso *et al.* 1991).

Nos últimos 25 anos, esta família vem sendo intensamente estudada não somente quanto à sua morfologia, anatomia, ontogenia, citogenética, ecologia e fitoquímica, mas também quanto à sua estrutura macromolecular (Holmes 1996). Estes estudos contribuem para o aumento no conhecimento sobre a classificação em Asteraceae (Bremer 1994).

Artigo recebido em 03/2008. Aceito para publicação em 06/2008.
[1]Parte da monografia de Bacharelado em Ciências Biológicas do primeiro autor.
[2]Herbarium Uberlandense, Universidade Federal de Uberlândia, Minas Gerais, C.P. 593, 38400-902 Uberlândia, MG, Brasil.
[3]Instituto de Biologia, Universidade Federal de Uberlândia, Minas Gerais.
[4]Autor para correspondência: erichattori@gmail.com
Apoio Financeiro: CEMIG, ANEEL.

Particularmente para o Brasil, os estudos com a família como um todo iniciaram com o trabalho de Baker (1873; 1876; 1882; 1884). Posteriormente, foram feitos levantamentos de tribos ou gêneros para determinados estados ou localidades, ou ainda, os levantamentos florísticos para a família como um todo, como por exemplo, no Mato Grosso (Malme 1932b), (Dubs 1998), Rio Grande do Sul (Malme 1932a), Paraná (Malme 1933), Itatiaia e cidade do Rio de Janeiro (Barroso 1957, 1959), Mucugê, BA (Harley & Simmons 1986), Pico das Almas, BA (Hind 1995), Chapada dos Veadeiros (Munhoz & Proença 1998), Picinguaba, SP (Moraes 1997) e Fontes do Ipiranga (Nakajima *et al.* 2001).

Em Minas Gerais, existem apenas os trabalhos na Serra do Cipó (Leitão-Filho & Semir 1987), Serra da Canastra (Nakajima 2000) e Grão Mogol (Hind 2003) que tratam a família como um todo. Desta maneira, ainda são necessários levantamentos intensivos e revisões taxonômicas mais acuradas e atuais (Nakajima 2000).

Particularmente para a Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro, município de Perdizes, MG, um levantamento florístico realizado por LEME Engenharia (1995), revelou que a família Asteraceae apresenta o maior número de espécies. Entretanto, este levantamento não foi realizado de maneira intensiva e não apresenta nenhum tratamento sistemático.

Com isso, o presente trabalho tem por objetivo apresentar e o tratamento sistemático das espécies da família Asteraceae na Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro.

Material e Métodos

Área de estudo

A Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro, administrada pela CEMIG, está localizada no município de Perdizes (19°10' e 19°15'S – 47°06' e 47°11'W) (Fig. 1). A EPDA-Galheiro possui uma área de 2.847 hectares, sendo registrada junto ao IBAMA como Reserva Particular do Patrimônio Natural (Portaria nº 73-N de 06.09.1995).

Os limites da Estação são banhados pelo reservatório da Usina Hidrelétrica de Nova Ponte, na área formada pelos rios Quebra-Anzol e Galheiro; a topografia é caracterizada pelo domínio das chapadas e a variação altimétrica compreende um intervalo de 760 a 1.000 m; e o clima da região é caracterizado por um período chuvoso (outubro a abril) com precipitações anuais na ordem de 1.705 mm., com temperatura média anual da ordem de 19,3°C e umidade relativa média anual do ar de 75% (LEME Engenharia Ltda. 1995).

A EPDA-Galheiro apresenta dominância da formação cerrado *strictu sensu* que cobre cerca de 19% da área e apresenta-se em bom estado de conservação (Fig. 1). Ocorrem ainda as formações de campo limpo, campo cerrado, cerrado rupestre, cerradão e floresta estacional semidecídua em diferentes estágios de conservação. A área de vegetação natural ocupa 72% de toda a EPDA-Galheiro e registram-se ainda babaçuais e áreas de pasto que já apresentam presença de espécies cerrado ou mata. As antigas áreas de cultivo perfazem 1,6% da superfície total da EPDA-Galheiro (LEME Engenharia Ltda. 1995).

Levantamento florístico

O levantamento florístico foi realizado entre abril de 2002 e maio de 2004, com coletas mensais. As expedições tiveram duração de 4 dias. Nestas expedições foram feitas caminhadas aleatórias de modo a cobrir toda a extensão da EPDA-Galheiro, principalmente 10 áreas de coleta: Cerrado próximo ao alojamento; Céu Cavalo e estrada para Céu Cavalo; divisa com João Alonso; Jerônimo e estrada para Jerônimo; Macega e estrada para Macega; Mata do Alaor e estrada para a Mata do Alaor; Mata da Aparecida e estrada para Mata da Aparecida; Mata da Zilda e estrada para Mata da Zilda; mata próxima ao alojamento; península; Trilha dos Primatas; voçoroca.

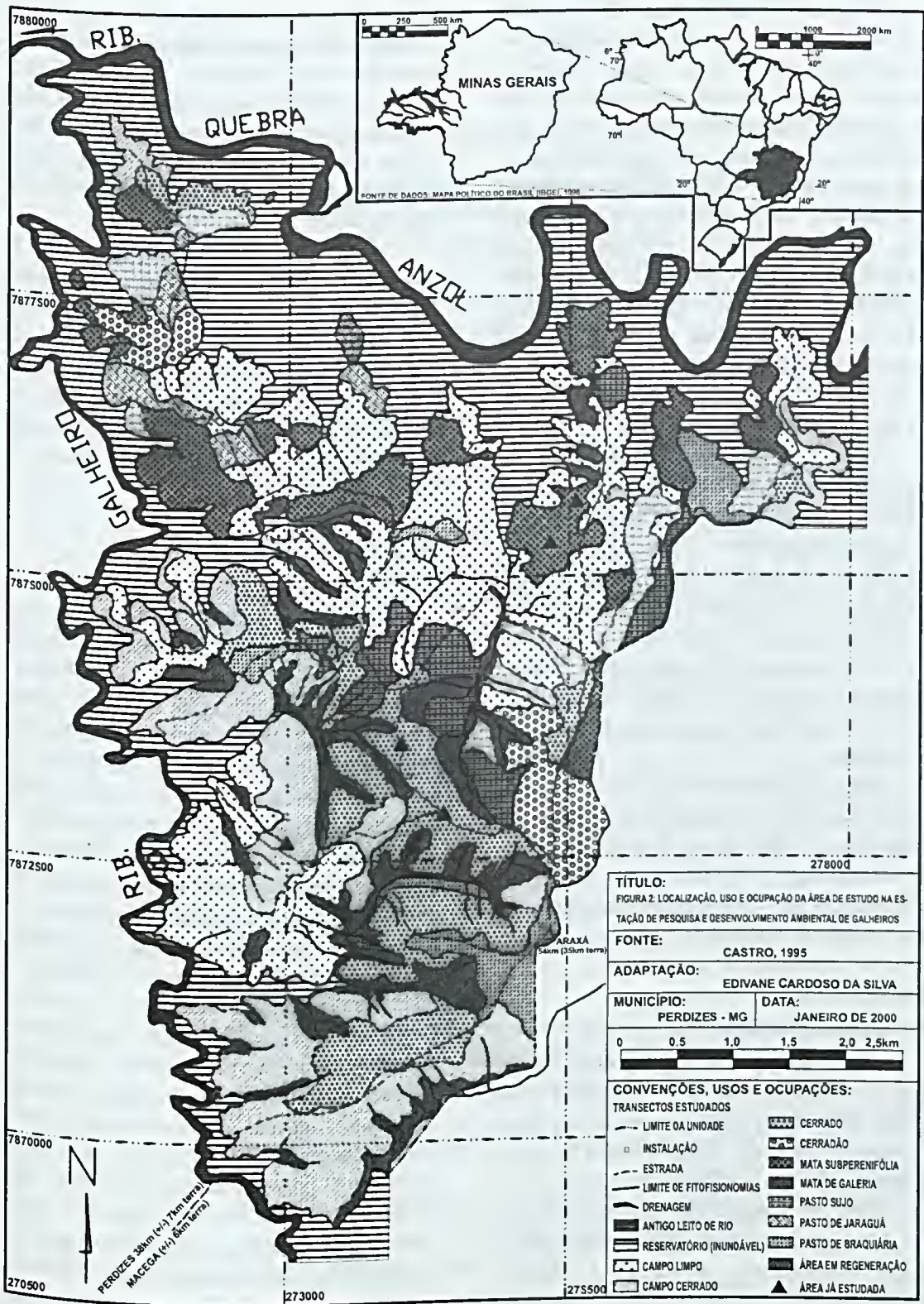



Figura 1 – Localização da Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro (CEMIG) no município de Perdizes, Minas Gerais, e as fitofisionomias encontradas na EPDA-Galheiro.

As coletas foram feitas de indivíduos com flores e/ou frutos e foram anotadas as observações relativas ao habitat, hábito e morfologia reprodutiva para confecção das etiquetas. Todos os exemplares foram prensados e desidratados em estufas de campo e de laboratório. A montagem e incorporação das exsicatas foram realizadas no *Herbarium Uberlandense* (HUFU) da Universidade Federal de Uberlândia, MG. O material coletado em 1995, que se encontra no herbário BHCB da Universidade Federal de Minas Gerais, também foi examinado.

Tratamento sistemático

Para o tratamento sistemático, foi elaborada uma chave de identificação a nível específico, seguida da descrição das espécies, materiais examinados e comentários sobre a distribuição geográfica, habitat e características diagnósticas. O levantamento dos dados sobre distribuição geográfica das espécies presentes no tratamento foi feito através de consulta a revisões de gêneros, monografias e teses que abordavam a família para uma determinada localidade.

Para os gêneros *Eupatorium* e *Vernonia* foram utilizados os sistemas tradicionais de classificação, uma vez que as novas propostas de classificação ainda necessitam de estudos taxonômicos mais aprofundados, particularmente para os táxons brasileiros.

Resultados

Levantamento florístico

No levantamento foram encontradas 107 espécies pertencentes a 34 gêneros e nove tribos. Os gêneros mais representativos foram *Vernonia* (24 spp.), *Eupatorium* (19 spp.), *Mikania* (10 spp.) e *Baccharis* (8 spp.).

Dos 30 demais gêneros encontrados, 17 deles apresentaram apenas uma espécie cada (*Achyrocline, Acmella, Ageratum, Chaptalia, Chresta, Conyza, Eclipta, Emilia, Ichthyothere, Porophyllum, Pseudobrickellia, Richterago, Riencourtia, Strophopappus, Tilesia, Trichogonia* e *Tridax*), 10 gêneros apresentaram duas espécies cada (*Aspilia, Bidens, Calea, Dimerostemma, Eremanthus, Piptocarpha, Pterocaulon, Trixis, Viguiera* e *Wedelia*) e três gêneros apresentaram três espécies cada (*Dasyphyllum, Elephantopus* e *Gochnatia*).

As espécies encontradas na área de estudo ocorrem principalmente nas formações savânicas, como por exemplo, o cerrado *strictu sensu*. Isto explica o grande número de espécies em comum, que foi de 81 espécies, de um total de 107, com a lista compilada por Mendonça *et al.* (1998), onde a maioria das espécies ocorre em formações savânicas ou campestres.

Tratamento sistemático

Asteraceae

Família com ampla variação em suas características. Hábito herbáceo a arbóreo, às vezes trepadeira, caule geralmente subcilíndrico, não-alado, às vezes alado, indumento variado ou ausente. Folhas geralmente simples, alternas ou opostas, às vezes rosuladas basais ou verticiladas. Capítulos solitários ou em capitulescências laxas, às vezes congestas ou fundidas. Capítulos homógamos discóides, com todas as flores liguladas, bilabiadas, tubulosas ou filiformes ou capítulos heterógamos radiados, ou disciformes; invólucro cilíndrico à globoso; brácteas involucrais (1)2 a muitas, 1 a várias séries, geralmente persistentes; receptáculo côncavo a cônico, paleáceo, cerdoso ou glabro. Flores monóclinas, díclinas ou neutras, corola (3)5-mera, gamopétala; androceu com 4 ou 5 estames epipétalos, sinânteros, base da antera geralmente com apêndices estéreis ou férteis, ápice da antera com tipos variados de apêndices; gineceu sincárpico, ovário ínfero, bicarpelar, unilocular, 1 óvulo, estilete bífido, geralmente com apêndices estéreis. Cipsela cilíndrica a obovóide, superfície lisa a costada, glabra a

pilosa, glandulosa, ornamentada ou não; cálice ausente ou modificada em papilho podendo ser escamiforme, coroniforme, paleáceo, aristado ou cerdoso.

Chave de identificação para as espécies de Asteraceae na EPDA-Galheiro

1. Plantas com espinhos; corola internamente setosa (Fig. 2a) (Barnadesieae).
    2. Planta volúvel; brácteas involucrais acuminadas . ...*Dasyphyllum synacanthum*
    2'. Arbustos ou subarbustos; brácteas involucrais mucronadas.
        3. Invólucro 2–3 cm compr.; ramos do estilete arredondados *Dasyphyllum velutinum*
        3'. Invólucro 7–11 mm compr.; ramos do estilete agudos ...... *Dasyphyllum flagellare*

1'. Plantas sem espinhos; corola internamente glabra.
    4. Anteras caudadas (Mutisieae).
        5. Capítulos com flores trimorfas (Fig. 2b) .... *Chaptalia integerrima*
        5'. Capítulos com flores isomorfas ou dimorfas.
            6. Corola bilabiada (Fig. 2c); ramos do estilete truncados (Fig. 2d).
                7. Capítulos em corimbos; invólucro 14–15 mm compr.; papilho alvo ....*Trixis glutinosa*
                7'. Capítulos em dicásios; invólucro 7–9 mm compr.; papilho palhete .... *Trixis divaricata*
            6'. Corola tubulosa (Fig. 2e); ramos do estilete arredondados ou obtusos (Fig. 2f).
                8. Papilho 1-seriado.. *Richterago discoidea*
                8'. Papilho 2-seriado (Fig. 2g).
                    9. Capítulos heterógamos, com flores monóclinas e pistiladas .... *Gochnatia velutina*
                    9'. Capítulos homógamos, com flores pistiladas ou monóclinas.
                        10. Folhas glabras na face adaxial, canescentes na face abaxial .... *Gochnatia floribunda*
                        10'. Folhas com ambas as faces lanoso-tomentosas .... *Gochnatia paniculata*
    4'. Anteras calcaradas, sagitadas, agudas ou obtusas.
        11. Estilete com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação (Fig. 2h) (Vernonieae).
            12. Capítulos sem invólucro secundário de brácteas.
                13. Papilho 3-seriado (Fig. 2l) .... *Strophopappus speciosus*
                13'. Papilho 2-seriado (Fig. 2k)
                    14. Brácteas involucrais caducas; anteras com base caudada (Fig. 2m); estilete com papilas obtusas (Fig. 2n, 2o).
                        15. Invólucro campanulado; cerca de 15 flores por capítulo .... *Piptocarpha macropoda*
                        15'. Invólucro cilíndrico; cerca de 4–5 flores por capítulo .... *Piptocarpha rotundifolia*
                    14'. Brácteas involucrais persistentes; anteras com base sagitada, aguda ou obtusa (Fig. 2j); estilete com papilas agudas (Fig. 2i).
                        16. Capítulos com até 12 flores.
                            17. Folhas com ambas as faces glabras, glanduloso pontuadas ... .*Vernonia obtusata*
                            17'. Folhas com pilosidade pelo menos na face abaxial.

18. Folhas com face abaxial tomentosa ou serícea.
    19. Folhas com base cordada, margens revolutas; capítulos em glomérulos formando panículas .... *Vernonia barbata*
    19'. Folhas com base aguda, margens conduplicadas; capítulos em cimeiras escorpióides .... *Vernonia fruticulosa*
18'. Folhas com face abaxial com pilosidade alvo-lanosa ou lanuginosa.
    20. Capítulos em panículas terminais .... *Vernonia tragiifolia*
    20'. Capítulos solitários ou em grupos de 2 a 4 capítulos.
        21. Folhas ovadas a oval-lanceoladas; brácteas involucrais lanuginosas .... *Vernonia lacunosa*
        21'. Folhas linear-lanceoladas a lanceoladas; brácteas involucrais setosas.
            22. Capítulos com até 6 flores .... *Vernonia megapotamica*
            22'. Capítulos com 9–12 flores .... *Vernonia elegans*

16'. Capítulos com mais de 12 flores.
23. Invólucro hemisférico.
    24. Folhas com ambas as faces verdes .... *Vernonia coriacea*
    24'. Folhas discolores, com face abaxial com indumento alvo ou canescente.
        25. Folhas lineares; brácteas involucrais linear-lanceoladas a lanceoladas, esquarrosas .... *Vernonia linearis*
        25'. Folhas oblongas, oval-lanceoladas a lanceoladas; brácteas involucrais ovadas a oblongas, imbricadas.
            26. Folhas pecioladas, oval-lanceoladas; brácteas involucrais com indumento denso-lanoso no ápice .... *Vernonia floccosa*
            26'. Folhas sésseis, oblongas ou lanceoladas; brácteas involucrais glabras ou setosas.
                27. Folhas oblongas; brácteas involucrais glabras .... *Vernonia ligulifolia*
                27'. Folhas lanceoladas; brácteas involucrais setosas no ápice .... *Vernonia buddlejifolia*
23'. Invólucro estreito-campanulado a campanulado.
    28. Capítulos em corimbos terminais.
        29. Folhas linear-lanceoladas; invólucro estreito-campanulado ... *Vernonia simplex*
        29. Folhas lanceoladas; invólucro campanulado .... *Vernonia dura*
    28'. Capítulos em cimeiras ou em panículas escorpióides, ou solitários ou em grupos de 2 capítulos.
        30. Brácteas involucrais imbricadas.
            31. Folhas oblongas .... *Vernonia polyanthes*
            31'. Folhas lanceoladas.
                32. Folhas subcoriáceas; capítulos axilares .... *Vernonia obscura*
                32'. Folhas membranáceas; capítulos terminais.
                    33. Folhas pecioladas, capítulos sésseis .... *Vernonia scorpioides*
                    33'. Folhas sésseis, capítulos pedunculados........ *Vernonia ruficoma*
        30'. Brácteas involucrais esquarrosas.
            34. Capítulos solitários .... *Vernonia onopordioides*
            34'. Capítulos em cimeiras escorpióides ou panículas.
                35. Erva com capítulos no ápice de um escapo floral longo .... *Vernonia herbacea*
                35'. Subarbustos com capítulos ao longo dos ramos.

36. Capítulos em cimeiras escorpióides .... *Vernonia helophila*
36'. Capítulos em panículas.
37. Folhas elípticas, face abaxial lanuginoso-tomentosa .... *Vernonia ferruginea*
37'. Folhas linear-lanceoladas a lanceoladas, face abaxial estrigoso-tomentoso ou serícea.
38. Brácteas involucrais seríceas; papilho alaranjado .... *Vernonia stricta*
38'. Brácteas involucrais glabras; papilho amarelado ..... *Vernonia rubriramea*
12'. Capítulos agrupados em invólucro secundário ou compostos, unidos.
39. Papilho 5-seriado (Fig. 2p); glomérulo de capítulos solitário, terminal, escaposo .... *Chresta scapigera*
39'. Papilho 1-3-seriado; glomérulos de capítulos agrupados tanto no ápice quanto na axila dos ramos.
40. Ervas ou subarbustos; papilho 1–2-seriado (Fig. 2q).
41. Glomérulos de capítulos formando corimbos terminais; papilho cerdoso .... *Elephantopus mollis*
41'. Glomérulos de capítulos formando espigas axilares; papilho paleáceo.
42. Folhas caulinares linear-lanceoladas; 4 flores por capítulo; papilho 1-seriado .... *Elephantopus micropappus*
42'. Folhas caulinares lanceoladas a oblongas; 2 flores por capítulo; papilho 2-seriado .... *Elephantopus biflorus*
40'. Árvores; papilho 3-seriado (Fig. 2r).
43. Folhas coriáceas; glomérulos de capítulos que formam panículas .... *Eremanthus goyazensis*
43'. Folhas subcoriáceas; glomérulos de capítulos que formam corimbos .... *Eremanthus mattogrossensis*
11'. Estilete sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação (Fig. 3a).
44. Estilete com ramos longos, clavados ou capitados, papilosos, sem tricomas coletores (Fig. 3bB) (Eupatorieae).
45. Capítulos com 4 brácteas involucrais e 4 flores; corola com fauce campanulada (Fig. 3b).
46. Plantas volúveis.
47. Capítulos em glomérulos ou em tirsos.
48. Folhas com base cordada, margens crenadas .... *Mikania microcephala*
48'. Folhas com base arredondada, margens inteiras .... *Mikania smilacina*
47'. Capítulos em corimbos.
49. Brácteas involucrais acuminadas .... *Mikania cynanchifolia*
49'. Brácteas involucrais obtusas e arredondadas.
50. Margens das folhas serreadas .... *Mikania divaricata*
50'. Margens das folhas inteiras.
51. Brácteas involucrais glabras; cipsela 5-costada, glabra .... *Mikania pohliana*
51'. Brácteas involucrais tomentosas; cipsela 10-costada, estrigosa ....*Mikania purpurascens*
46'. Plantas eretas.
52. Folhas verticiladas; capítulos em ramos espiciformes .. *Mikania triphylla*
52'. Folhas opostas; capítulos em ramos tirsóides ou paniculiformes.
53. Tubo da corola glandulosa .... *Mikania sessilifolia*
53'. Tubo da corola glabra ou setosa.

54. Folhas pecioladas, oval-lanceoladas; brácteas involucrais agudas ... *Mikania hirsutissima*
54'. Folhas subsésseis, ovadas a orbiculares; brácteas involucrais arredondadas .... *Mikania nummularia*
45'. Capítulos com mais de 4 brácteas involucrais e mais de 4 flores; corola com fauce infundibuliforme.
55. Papilho plumoso (Fig. 3c); corola com lobos papilosos (Fig. 3d) .... *Trichogonia attenuata*
55'. Papilho ausente ou cerdoso; corola sem lobos papilosos.
56. Papilho ausente (Fig. 3e) .... *Ageratum fastigiatum*
56'. Papilho cerdoso.
57. Papilho 2-seriado (Fig. 3f); folhas lineares .... *Pseudobrickellia brasiliensis*
57'. Papilho 1-seriado (Fig. 3g); folhas linear-lanceoladas, lanceoladas, oval-lanceoladas, oblongas a ovadas.
58. Folhas alternas .... *Eupatorium spathulatum*
58'. Folhas opostas.
59. Brácteas involucrais caducas, ou pelo menos as séries mais internas.
60. Brácteas involucrais vináceas .... *Eupatorium kleinioides*
60'. Brácteas involucrais esverdeadas, creme, violetas, púrpuras, alvas.
61. Folhas com gemas axilares desenvolvidas, dando um aspecto fasciculado.
62. Invólucro campanulado; brácteas involucrais 4-seriadas .... *Eupatorium capillare*
62'. Invólucro cilíndrico; brácteas involucrais 5–7-seriadas.
63. Folhas ovadas a oval-lanceoladas; brácteas involucrais esverdeadas .... *Eupatorium squalidum*
63'. Folhas lanceoladas a oblongas; brácteas involucrais mais internas violetas ..... *Eupatorium horminoides*
61'. Folhas com gemas axilares não desenvolvidas.
64. Erva decumbente .... *Eupatorium decumbens*
64'. Erva ereta ou subarbusto.
65. Invólucro campanulado; brácteas involucrais 3-seriadas .... *Eupatorium catarium*
65'. Invólucro cilíndrico; brácteas involucrais 4–7-seriadas.
66. Folhas sésseis ou subsésseis .... *Eupatorium calamocephalum*
66'. Folhas pecioladas.
67. Receptáculo plano.
68. Capítulos em corimbos laxos .... *Eupatorium cylindrocephalum*
68'. Capítulos em corimbos densos .... *Eupatorium laevigatum*
67'. Receptáculo convexo.
69. Folhas com indumento estrigoso em ambas as faces .... *Eupatorium maximiliani*
69'. Folhas com indumento setoso em ambas as faces .... *Eupatorium extensum*

59'. Brácteas involucrais persistentes.

70. Brácteas involucrais 4-5-seriadas, vináceas, linear-lanceoladas .... *Eupatorium amygdalinum*

70'. Brácteas involucrais 2-3-seriadas, esverdeadas, lanceoladas ou oblongas.

71. Invólucro cilíndrico, com bractéolas subinvolucrais mais compridas que o invólucro .... *Eupatorium dimorpholepis*

71'. Invólucro campanulado, sem bractéolas subinvolucrais mais compridas que o invólucro

72. Brácteas involucrais 2-seriadas.

73. Folhas ovadas, estrigosas, glandulosas .... *Eupatorium gardnerianum*

73'. Folhas lanceoladas, setosas, sem glândulas ... *Eupatorium steviifolium*

72'. Brácteas involucrais 3-seriadas.

74. Erva volúvel .... *Eupatorium consanguineum*

74'. Erva ou subarbusto ereto.

75. Folhas sésseis, base amplexicaule; capítulos em escapo longo .... *Eupatorium pandurifolium*

75'. Folhas pecioladas, base decorrente no pecíolo ou arredondada; capítulos no ápice e nas axilas dos ramos .... *Eupatorium vauthierianum*

44'. Estilete com ramos curtos, indivisos (Fig. 3h), ou longos, não clavados ou capitados (Fig. 3i).

76. Capítulos simples, discóides ou disciformes.

77. Capítulos unissexuados, estaminados com corola tubulosa (Fig. 3j) e pistilados com corola filiforme (Fig. 3k) (Astereae).

78. Plantas com ramos alados, afilos ou com folhas atrofiadas .... *Baccharis trimera*

78'. Plantas com ramos cilíndricos, folhosos.

79. Folha com face abaxial com tricomas agregados em vários pontos .... *Baccharis calvescens*

79'. Folha com face abaxial com outro tipo de indumento ou glabro.

80. Capítulos pistilados e estaminados com invólucro de formatos diferentes.

81. Capítulos subsésseis, em espigas terminais ... *Baccharis camporum*

81'. Capítulos pedunculados, em corimbos. ...... *Baccharis ramosissima*

80'. Capítulos pistilados e estaminados com invólucro de formatos iguais.

82. Capítulos pistilados e estaminados cilíndricos . *Baccharis varians*

82'. Capítulos pistilados e estaminados campanulados.

83. Capítulos em panículas .... *Baccharis trinervis*

83'. Capítulos em espigas.

84. Folhas linear-lanceoladas; capítulos pedunculados .... *Baccharis dracunculifolia*

84'. Folhas elípticas a obovadas; capítulos sésseis .... *Baccharis subdentata*

77'. Capítulos bissexuados; monóclinas com corola tubulosa, pistiladas ou neutras com corola filiforme ou liguliforme.

85. Brácteas involucrais em 2 ou mais séries.

86. Folhas sem indumento alvo ou canescente na face abaxial; capítulos em panículas laxas; cipsela comprimida com duas nervuras laterais (Fig. 3m). .... *Conyza bonariensis*

86'. Folhas com indumento alvo ou canescente na face abaxial; capítulos em corimbos ou em espigas; cipsela cilíndrica ou quando comprimida sem duas nervuras laterais (Inuleae).
87. Flores centrais monóclinas; capítulos em corimbos densos; estilete com ramos truncados (Fig. 3n) .... *Achyrocline satureioides*
87'. Flores centrais estaminadas por aborto do gineceu; capítulos em espigas; estilete com ramos obtusos (Fig. 3l)
88. Folhas com face adaxial glabra; capítulos em espigas alongadas .... *Pterocaulon alopecuroides*
88'. Folhas com face adaxial lanuginosa; capítulos em espigas globosas ou ovóides .... *Pterocaulon rugosum*
85'. Brácteas involucrais unidas, 1-seriadas.
89. Brácteas involucrais com glândulas translúcidas; corola filiforme; estilete com ramos obtusos (Fig. 3o) (Tageteae) .... *Porophyllum ruderale*
89'. Brácteas involucrais sem glândulas translúcidas; corola tubulosa (Fig. 3Q); estilete com ramos truncados (Fig. 3p) (Senecioneae) .... *Emilia sonchifolia*
76'. Capítulos simples radiados, ou compostos disciformes (Heliantheae).
90. Capítulo disciforme.
91. Flor pistilada única; receptáculo com páleas lineares; cipsela sem costa (Fig. 4a).... .... *Riencourtia oblongifolia*
91'. Flor pistilada 2; receptáculo com páleas escamiformes; cipsela com costa (Fig. 4b) .... *Ichthyothere mollis*
90'. Capítulo radiado.
92. Flores do raio pistiladas.
93. Papilho plumoso (Fig. 4c) .... *Tridax procumbens*
93'. Papilho paleáceo, coroniforme, aristado ou ausente.
94. Brácteas involucrais escariosas; flores do raio alvas, curto liguliformes (Fig. 4e); cipsela rugosa (Fig. 4d) .... *Eclipta prostrata*
94'. Brácteas involucrais membranáceas; flores do raio amarelas, liguliformes; cipselas não rugosas.
95. Flores do raio inconspícuas, flores do disco conspícuas (Fig. 4g); papilho aristado (Fig. 4f) .... *Acmella uliginosa*
95'. Flores do raio e do disco (Fig. 4i, 4n) desenvolvidas; papilho paleáceo ou coroniforme.
96. Brácteas involucrais com nervuras estriadas; papilho paleáceo (Fig. 4h).
97. Capítulo solitário; folhas sésseis, linear-lanceoladas .... *Calea multiplinervia*
97'. Capítulos em panículas; folhas pecioladas, ovadas .... *Calea ferruginea*
96'. Brácteas involucrais com nervuras reticuladas; papilho coroniforme (Fig. 4j).
98. Subarbusto; folhas sésseis; capítulo com pedúnculo estrigoso-tomentoso próximo à base do invólucro .... *Wedelia puberula*
98'. Erva escandente; folhas pecioladas; capítulo com pedúnculo alvo-tomentoso próximo à base do invólucro .... *Wedelia trichostephia*
92'. Flores do raio neutras (Fig. 4r).

99. Erva volúvel; corola com lobos estrigosos (Fig. 4k); papilho carnoso (Fig. 4l) .... *Tilesia baccata*
99'. Ervas ou subarbustos; corola com lobos glabros ou pilosos; papilho coroniforme, palcáceo e/ou aristado.
  100. Papilho aristado, aristas com pêlos retrorsos (Fig. 4m).
    101. Folhas pinatissectas; cipsela glandulosa; papilho 4-aristado .... *Bidens pilosa*
    101'. Folhas compostas; cipsela bulado-ciliada; papilho 2-aristado .... *Bidens segetum*
  100'. Papilho aristado-coroniforme ou aristado-paleáceo.
    102. Invólucro com uma série externa de brácteas foliáceas; cipselas aladas (Fig. 4o, 4p).
      103. Folhas alternas, pecioladas; capítulos sésseis ..... *Dimerostemma vestitum*
      103'. Folhas opostas, sésseis; capítulos longo-pedunculados .... *Dimerostemma brasilianum*
    102. Invólucro sem a série externa de brácteas foliáccas; cipsclas não aladas.
      104. Folhas alternas; papilho aristado-palcáceo (Fig. 4q).
        105. Folhas ovadas a oval-lanceoladas; brácteas involucrais obtusas .... *Viguiera robusta*
        105'. Folhas linear-lanceoladas; brácteas involucrais agudas ou acuminadas .... *Viguiera bracteata*
      104. Folhas opostas; papilho aristado-coroniforme (Fig. 4s)
        106. Folhas sésseis, margens serreadas; páleas do receptáculo oblongas .... *Aspilia reflexa*
        106. Folhas pecioladas, margens inteiras ou levemente denteadas; páleas do receptáculo lanceoladas .... *Aspilia riedellii*

Achyrocline satureioides (Lam.) DC., Prodr. 6: 220. 1838. *Gnaphalium satureioides* Lam., Encyc. 2: 747. 1788.

Erva 0,5–1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, lanosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 10–70 × 2–7 mm, linear-lanceolado; ápice acuminado, margens inteiras, base truncada; face adaxial tomentosa, face abaxial canescente. Capítulos disciformes sésseis, em corimbos densos; invólucro cilíndrico, 5–6 mm compr., 1–2 mm diâm.; brácteas involucrais hialinas, 3-seriadas, 2,5–5 × 0,7–1 mm, ovadas a lanceoladas, glandulosas, séries externas com ápice agudo, margens inteiras, base lanosa; receptáculo plano, foveolado, glabro. Flores marginais ♀s, creme, corola filiforme, tubo 4,5 mm compr., 0,1 mm diâm., internamente glabro, 5-dentada; ramos do estilete cilíndricos, ápice truncado, glabro. Cipsela elipsóide, 1 mm compr., 0,5 mm diâm., glabra; papilho 5 mm. Flores centrais monóclinas, creme, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 0,6 mm diâm., internamente glabro, lobos 0,5 × 0,1 mm, glandulosos; anteras com apêndice do conectivo lanceolado, base calcarada; ramos do estilete cilíndricos, truncados, penicelados, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela cilíndrica, 4–5-costada, 1 mm compr., 0,4 mm diâm.; papilho 1-seriado, cerdoso, caduco, 5 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 105* (HUFU); 1.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 70* (HUFU); Céu Cavalo, 09.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 747* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1291* (BHCB); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 32* (HUFU); mata próxima ao alojamento, 19.IX.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 189* (HUFU).

Espécie de distribuição ampla na América do Sul. Na EPDA-Galheiro ocorre em mata, cerrado e cerrado rupestre.

Achyrocline satureioides é reconhecida pelo hábito ramificado, ramos cilíndricos e sem alas e invólucro cilíndrico. A espécie mais

semelhante é *Achyrocline alata* DC., porém se diferencia de *A. satureioides* pela presença de alas nos ramos.

Acmella uliginosa (Swartz) Cass., Dict. Sci. Nat. 24: 331. 1822. *Spilanthes uliginosa* Swartz, Nov. gen. sp. pl. prodr. 110. 1788.

Erva, ramos costados, glabros. Folhas simples, opostas, pecíolo 3–5 mm, limbo 23–65 × 3–8 mm, lanceolado; ápice agudo, margens denteadas, base aguda; ambas as faces glabras. Capítulo radiado, pedunculado, solitário; invólucro campanulado 3 mm compr., 7 mm diâm.; brácteas involucrais 1-seriadas, 2–4 × 0,7 mm, membranáceas, ovadas, glabras; receptáculo cônico, páleas 2,7–3,6 × 5 mm, estreitamente ovadas, ápice arredondado a agudo. Flores do raio pistiladas, inconspícuas, liguliformes, amarelas, tubo 1 mm compr., 0,3 mm diâm., setoso, internamente glabro, limbo 1 × 0,8 mm. Cipsela 1–1,5 mm compr., 0,9 mm diâm., ciliada; papilho com 2–4 aristas de tamanhos desiguais. Flores do disco monóclinas, conspícuas, amarelas, corola tubulosa, tubo 1 mm compr, 0,3 mm diâm., internamente glabro, 4-lobada, lobos 0,2 × 0,2 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete com ápice agudo, piloso, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela elipsóide, comprimida lateralmente, bordos ciliados, 1,2–1,8 mm compr., 0,8 mm diâm.; papilho 2-aristado, aristas desiguais, 0,2–0,4 mm.

Material examinado: Céu Cavalo, 23.XI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 325* (HUFU).

Material adicional examinado: PIAUÍ: Palmeirais, povoado Prata de Baixo, 22.IV.2000, fl., *L. Santos & C. L. Santos 3* (HUFU, TEPB).

Na América do Sul ocorre na Venezuela, Guiana, Suriname, Bolívia e no Brasil (Bahia, Ceará, Distrito Federal, Maranhão, Minas Gerais, Pernambuco, Rio Grande do Norte, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro, ocorre em cerrado rupestre.

Acmella uliginosa é reconhecida pela sua corola 4-mera nas flores do disco, por seu hábito ereto e invólucro 1-seriado, flores do raio inconspícuas. É semelhante a *A. iodiscaea* e *A. filipes*. Diferencia destas duas espécies por apresentar folhas lanceoladas e flores do disco com corola 4-mera, enquanto *A. iodiscaea* e *A. filipes* possuem folhas ovadas e flores do disco com corola 5-mera (Jansen 1985).

Ageratum fastigiatum (Gardner) R.M.King & H.Rob., Phytologia 24(2): 114. 1972. *Isocarpha fastigiata* Gardner, London J. Bot. 5: 455. 1846.

Subarbusto 0,3–1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, puberulentos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 16–80 × 3–4 mm, linear-lanceolado a lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base aguda; ambas as faces glanduloso-pontuadas. Capítulos discóides, pedúnculo até 5 mm compr., em corimbos; invólucro campanulado, 3–4 mm compr., 3–4 mm diâm.; brácteas involucrais 12–15, 3-seriadas, 3,5–4 × 1 mm, lanceoladas a linear-lanceoladas, ápice agudo, estrigoso, margens escariosas, ciliadas, glanduloso-pontuadas; receptáculo cônico, glabro. Flores 30–50, corola tubulosa rosa, tubo 3,5 mm compr., 0,9 mm diâm., com tricomas glandulares, internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,3 × 0,5 mm, glabros; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete clavelados, pilosos, ápice arredondado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela cilíndrico-turbinada, 2 mm compr., 0,5 mm diâm., 5-costada, glabra; papilho ausente.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 30.IV.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 897* (HUFU); Céu Cavalo, 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 264* (HUFU); 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 723* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1290* (BHCB); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl. fr., *E. H. Amorim et al. 34* (HUFU); estrada para Macega, 18.V.2002, fl. fr., *S. Mendes et al. 49* (HUFU); Macega, 11.IV.2003, bot., fl. e fr., *R. Arruda et al. 331* (HUFU); 10.V.2003, fl. fr., *S. Mendes et al. 842* (HUFU); Trilha dos Primatas, 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 908* (HUFU).

Esta espécie ocorre apenas no Brasil, sendo de distribuição ampla no país. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

Ageratum fastigiatum é facilmente reconhecida por suas folhas linear-lanceoladas a lanceoladas e corola com tricomas glandulares. A espécie mais próxima é *A. myriadenium* R.M.King & H.Rob., mas que se diferencia pelas folhas rombóideas, corola glabra e brácteas involucrais setosas.

Aspilia reflexa Baker, Fl. bras. 6(3): 196. 1884.

Erva 0,2–1,2 m alt.; ramos cilíndricos, ramificados, costados, setosos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 13–95 × 13–20 mm, lanceolado; ápice obtuso, margens serreadas, base amplexicaule; ambas as faces estrigosas. Capítulo radiado, pedúnculo até 6 cm compr., solitário; invólucro campanulado, 11–16 mm compr., 13–20 mm diâm.; brácteas involucrais 3-seriadas, 15 × 4–8 mm, ovadas, estrigosas, ápice obtuso, margens ciliadas; receptáculo plano, páleas conduplicadas, escariosas, 10x1,5 mm, oblongas. Flores do raio neutras, amarelas, corola liguliforme, tubo 3–5 mm compr., 0,5–0,7 mm diâm., glabro, limbo 16–19 × 6–7 mm, internamente glabro, ápice 2–3-dentado. Cipsela obcônica, angulosa, serícea, 4 mm compr., 1,1 mm diâm.; papilho aristado-coroniforme, 0,3–1mm. Flores do disco monóclinas, amarelas, corola tubulosa, tubo 7–7,5 mm compr., 2–2,5 mm diâm., glabro internamente, lobos 1 × 1 mm, internamente glabro, lobos triangulares, glabros; anteras com apêndice do conectivo triangular, base levemente sagitada; ramos do estilete planos, lanceolados, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, angulosa, serícea, 4 mm compr., 1,5 mm diâm., ápice constrito; papilho aristado-coroniforme, 0,5–1 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 23.XI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 316* (HUFU); 20.XII.2002, fl., *S. Mendes et al. 385* (HUFU); 5.XII.2003, fl., *E. K. O. Hattori et al. 85* (HUFU); estrada para a mata do Alaor, 23.XI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 342* (HUFU); Jerônimo, 17.I.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 535* (HUFU).

Esta espécie ocorre no Paraguai e no Brasil (Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

Aspilia reflexa é facilmente reconhecida por suas folhas estrigosas e capítulos solitários. A espécie mais semelhante é *A. bonplandiana* Blake, mas esta possui a margem da folha inteira ou levemente serreada, além de ocorrer somente nos estados da Bahia, Ceará e Piauí.

Aspilia riedelii Baker, Fl. bras. 6(3): 196. 1884.

Erva ereta 0,3–0,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, híspidos. Folhas simples, opostas, pecíolo até 3 mm, limbo 6–90 × 4–28 mm, lanceolado; ápice agudo, margens inteiras a levemente denteadas, base aguda; ambas as faces setosas. Capítulo radiado, pedúnculo até 5 cm compr., solitário; invólucro campanulado, 7–15 mm compr., 8–13 mm diâm.; brácteas involucrais 2–3-seriadas, 9–14 × 2–4 mm, lanceoladas, setosas, ápice obtuso, margens ciliadas; receptáculo com páleas conduplicadas, escariosas, lanceoladas. Flores do raio neutras, amarelas, corola tubulosa, tubo 4 mm compr., 0,9–1 mm diâm., internamente glabro, limbo 12–14 × 5,5–7 mm, glabro, ápice 2–3-dentado. Cipsela cilíndrica, serícea, 3 mm compr.; papilho aristado-coroniforme, aristas curtas, 0,5 mm. Flores do disco monóclinas, amarelas, corola tubulosa, tubo 5,5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, lobos 1 × 0,8 mm, pilosos; anteras com apêndice do conectivo triangular, base levemente sagitada; ramos do estilete cilíndricos, ápice papiloso, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, glabra, 3,5–4 mm ápice constrito; papilho aristado-coroniforme 0,5 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 25.X.2002, fl., *S. Mendes et al. 339* (HUFU); Céu Cavalo, 24.XI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 383* (HUFU); 20.XII.2002, fl., *S. Mendes et al. 386* (HUFU); 14.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 568* (HUFU); 3.X.2003, fl., *E. K. O. Hattori et al. 33*

(HUFU); Jerônimo, 20.XII.2002, fl., *S. Mendes et al. 418* (HUFU); península, 19.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 795* (HUFU); 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 194* (HUFU); voçoroca, 22.XI.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1303* (BHCB).

Esta espécie ocorre exclusivamente no Brasil (Bahia, Ceará, Goiás, Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro, ocorre cerrado e cerrado rupestre.

Aspilia riedelli pode ser considerada semelhante a *A. procumbens* Baker e *A. montevidensis* Kuntze, mas se diferencia destas pelo hábito ereto, ramos híspidos, ambas as faces da folha e da bráctea involucral setosa.

Baccharis calvescens DC., Prodr. 5: 413. 1836.

Árvore, 2 m alt., dióicas; ramos cilíndricos, costados, setoso-tomentosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 11–45 × 5–14 mm, oblanceolado, uninervado; ápice arredondado, margens inteiras, base aguda; face adaxial glabra, face abaxial com tricomas agregados em vários pontos. Capítulos discóides estaminados, em panículas; invólucro campanulado, 2–3 mm compr., 2–3,5 mm diâm., brácteas involucrais 3-seriadas, 1,5–3 × 0,5–1,2 mm, ovadas a lanceoladas, setosas, margens serrilhadas; receptáculo convexo, glabro. Flores ca. 20, creme, corola tubulosa, tubo 1,5 mm compr., 0,4 mm diâm., internamente glabro, lobos 1,0 × 0,2 mm glabros; anteras com apêndice apical lanceolado, base obtusa; estilete indiviso, piloso. Cipsela abortiva; papilho cerdoso, 1-seriado, 2,5–3 mm, cerdas com ápice espessado. Capítulos discóides pistilados, em panículas; invólucro campanulado, 5 mm compr., 5 mm diâm.; brácteas involucrais 3-seriadas, 2–5 × 1 mm, ovadas a linear-lanceoladas, glandulosas, margens serrilhadas, ápice fimbriado; receptáculo convexo, alveolado, glabro. Flores ca. 30, creme, corola filiforme, tubo 2,5 mm compr., 0,1 mm diâm., internamente glabro; ramos do estilete lineares, glabros. Cipsela elipsóide, 10-costada, glabra, 1 mm compr., 0,2 mm diâm.; papilho cerdoso, 1-seriado, 4 mm.

Material examinado: Jerônimo, 05.VII.2003, fl. (♂), *S. Mendes et al. 969* (HUFU).

Material adicional examinado: PARANÁ: Tibagi, Parque Estadual do Guartelá, 26.III.2004, fl. e fr. (♀), *M. R. B. Carmo 860* (HUEPG, HUFU).

Esta espécie ocorre exclusivamente no Brasil (Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Paraná, Rio Janeiro, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado.

Baccharis calvescens se assemelha a *B. lateralis* DC., que se distingue por suas folhas cuneadas, trinervadas, ambas as faces viscosas, brácteas involucrais viscosas e capítulos dispostos em espigas terminais.

Baccharis camporum DC., Prodr. 5: 399. 1836.

Erva a subarbusto 0,3–1 m, dióicos, caules simples; ramos cilíndricos, costados, glabros. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 13–30 × 6–20 mm, elíptico a oblanceolado, trinervado; ápice obtuso, margens denteadas, base cuneada; ambas as faces glandulosas. Capítulos discóides estaminados subsésseis, em espigas terminais; invólucro campanulado, 8 mm compr., 4 mm diâm., brácteas involucrais 4-seriadas, 2–7 × 1,5–2,5 mm, ovadas a linear-lanceoladas, glabras, ápice glanduloso, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores creme, corola tubulosa, tubo 4 mm compr., 0,6 mm diâm., internamente glabro, lobos 1,5 × 0,4 mm; anteras com apêndice apical oval-lanceolado, base arredondada; ramos do estilete planos, lanceolados, ápice agudo, piloso. Cipsela abortiva, 1,5 mm; papilho cerdoso, 1-seriado, 7 mm, cerdas com ápice espessado. Capítulos discóides pistilados, subsésseis em espigas terminais; invólucro cilíndrico, 6–7 mm compr., 2–4 mm diâm.; brácteas involucrais 4-seriadas, 2–9 × 0,7–1 mm, ovadas a linear-lanceoladas, glabras, margens ciliadas; receptáculo plano, laciniado. Flores ca. 25, creme, corola filiforme, tubo 6 mm compr., 0,2 mm diâm., internamente glabro, ápice dentado; ramos do estilete lineares, glabros. Cipsela cilíndrica, 2 mm compr., 0,5 mm diâm., costada, glabra; papilho cerdoso, 1-seriado, 9 mm.

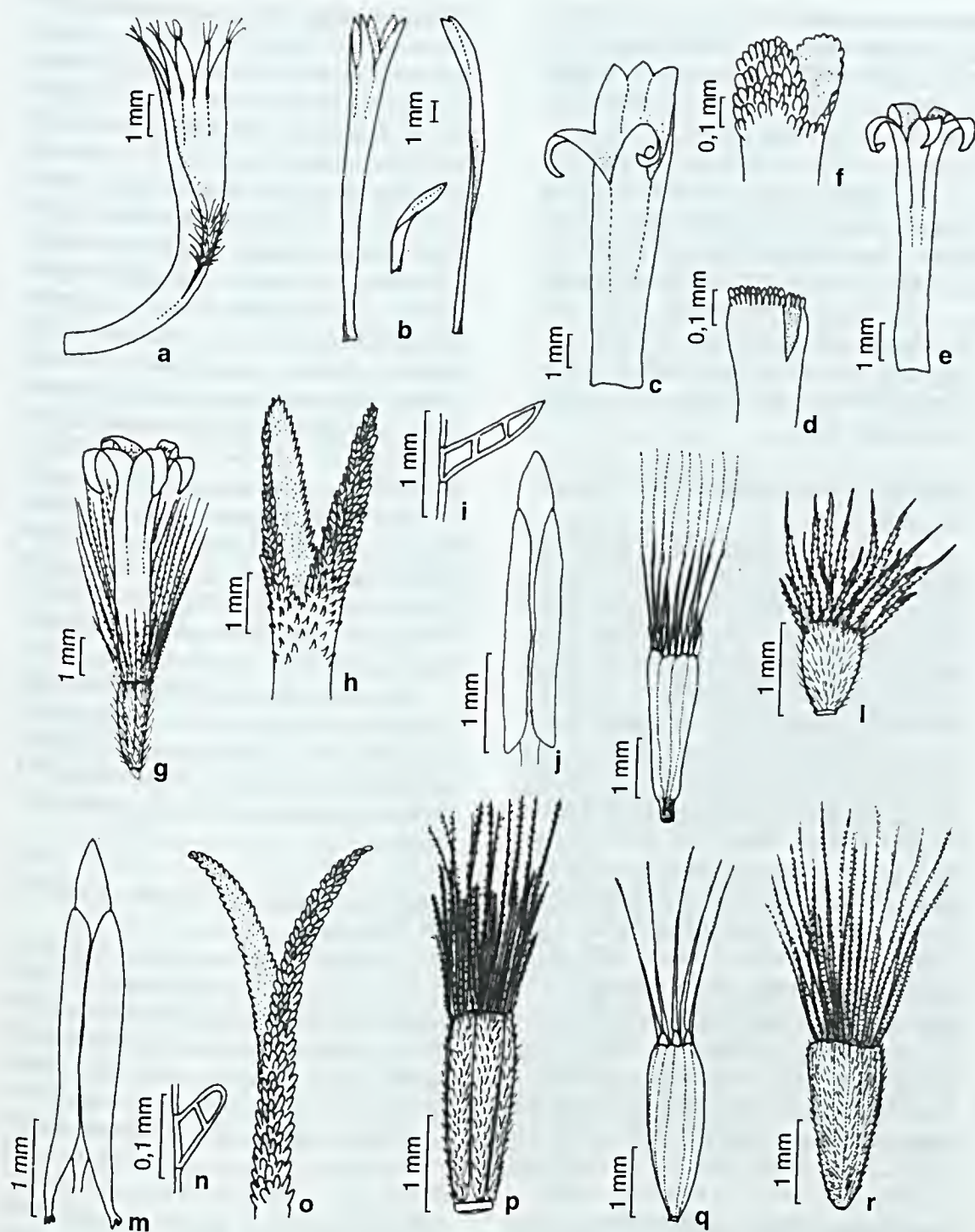



Figura 2 – Representação esquemática das estruturas vegetativas e reprodutivas de alguns gêneros encontrados na Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro, Perdizes, Minas Gerais. *Dasyphyllum* – a. corola; *Chaptalia* – b. tipos de corola; *Trixis* – c. corola; d. ramos do estilete; *Richterago* – e. corola; f. ramos do estilete; *Gochnatia* – g. corola, cipsela e papilho; *Vernonia* – h. ramos do estilete; i. tricoma coletor dos ramos do estilete; j. antera; k. cipsela e papilho; *Strophopappus* – l. cipsela e papilho; *Piptocarpha* – m. antera; n. tricoma coletor dos ramos do estilete; o. ramos do estilete; *Chresta* – p. cipsela e papilho; *Elephantopus* – q. cipsela e papilho; *Eremanthus* – r. cipsela e papilho.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 22.XI.1994, fl. fr. (♀), *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1300* (BHCB); 24.XI.2002, fl. *E. H. Amorim et al. 387* (HUFU); 17.I.2003, fl. (♀), *E. H. Amorim et al. 490* (HUFU); 5.XII.2003, fl. (♀), *E. K. O. Hattori et al. 81* (HUFU); 6.XII.2003, fl. (♂), *E. K. O. Hattori et al. 170* (HUFU).

Esta espécie ocorre na América do Sul, no Uruguai, Argentina, Paraguai e Brasil (Minas Gerais, Paraná, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado rupestre.

Baccharis camporum é facilmente reconhecida por seu hábito não ramificado, capítulos em espiga terminal congesta, glomeruliforme, corola das flores ♂s dividida em lobos lineares.

Baccharis dracunculifolia DC., Prodr. 5: 421. 1836.

Subarbusto a arbusto 0,4–2 m alt., dióico; ramos cilíndricos, tomentosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 8–35 × 2–9 mm, linear-lanceolado a lanceolado, uninervado; ápice agudo, margens denteadas, base aguda; ambas as faces glandulosas. Capítulos discóides estaminados, pedunculados, em espigas longas; invólucro campanulado, 3 mm compr., 4 mm diâm.; brácteas involucrais 4-seriadas, 1,5–3,5 × 1–1,5 mm, ovadas a lanceoladas, glandulosas, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores creme, corola tubulosa, tubo 1,5–2,8 mm compr., 0,2 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, lobos 0,7 × 0,2 mm, glabros; anteras com apêndice apical lanceolado, base arredondada ou obtusa; estilete indiviso, ovado, longo-papiloso no ápice. Cipsela abortiva, 0,1–0,2 mm; papilho cerdoso, 1-seriado, 3 mm, cerdas com ápice espessado. Capítulos discóides pistilados, pedunculados, em espigas longas; invólucro campanulado, 4–6 mm compr., 3–5 mm diâm., brácteas involucrais 4-seriadas, 3–4,5 × 1–1,5 mm larg., ovadas a lanceoladas, estrigosas, glandulosas, ápice agudo, margens ciliadas; receptáculo convexo, glabro. Flores creme, corola filiforme, tubo 2,5–3 mm compr., 0,1 mm diâm., internamente glabro, ramos do estilete lineares, glabros. Cipsela fusiforme, 1,5 mm compr., 0,6 mm diâm., glabra; papilho cerdoso, 1-seriado, 4–5 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 11.IV.2003, fl. (♀), *R. Arruda et al. 297* (HUFU); 5.XII.2003, fl. (♀), *E. K. O. Hattori et al. 92* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl. (♀), *E. H. Amorim et al. 8* (HUFU); estrada para mata da Zilda, 17.V.2002, fl. (♀), *E. H. Amorim et al. 61* (HUFU); 17.V.2002, fl. (♂), *E. H. Amorim et al. 62* (HUFU); Macega, 18.V.2002, fl. (♂), *R. Arruda et al. 55* (HUFU); 14.II.2004, fl. (♂), *E. K. O. Hattori et al. 226* (HUFU); mata do Alaor, 12.III.2004, fl. (♀), *E. K. O. Hattori et al. 291* (HUFU); 12.III.2004, fl. (♂), *E. K. O. Hattori et al. 293* (HUFU); mata da Aparecida, 14.II.2003, fl. (♂), *R. Arruda et al. 212* (HUFU); mata da Zilda, 17.XII.1994, fl. (♀), *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1288* (BHCB); Península, 19.I.2004, fl. (♂), *E. H. Amorim et al. 790* (HUFU); Trilha dos Primatas, 7.III.2003, fl. (♂), *E. H. Amorim et al. 707* (HUFU); 12.IV.2003, fl. (♂), *R. Arruda et al. 396* (HUFU).

Esta espécie ocorre na Argentina, Bolívia, Paraguai e no Brasil (Bahia, Minas Gerais, Paraná, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado, borda de mata semidecídua e cerrado rupestre.

Baccharis dracunculifolia possui ampla variação morfológica, e a espécie mais semelhante é *B. caprariifolia* DC., que possui ramos densamente pilosos, folhas oblongas a elípticas e ambas as faces sem pontuações glandulosas.

Baccharis ramosissima Gardner, London J. Bot. 7: 84. 1848.

Subarbusto a arbusto 0,5–2 m alt., dióicos; ramos cilíndricos, costados, estrigosos. Folhas simples, alternas, subsésseis, limbo 13–65 × 10–30 mm, elíptico a obovado, trinervado; ápice arredondado, margens denteadas, base cuneada; ambas as faces glandulosas. Capítulos discóides estaminados, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 5 mm compr., 2,5–3 mm diâm.; brácteas involucrais 4-seriadas, 2–6 × 1,5–2 mm, ovadas a lanceoladas, ápice estrigoso, margens serreadas; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 13, creme, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 0,3 mm diâm, setoso, internamente glabro, lobos 1,5 × 0,2 mm; anteras com apêndice apical ovado, base arredondada; ramos do

estilete lanceolados, longo-papilosos, ápice agudo. Cipsela abortiva, 0,5 mm, glabra, costada; papilho cerdoso, 1-seriado, 4,5–5 mm, cerdas com ápice espessado. Capítulos discóides pistilados, pedunculados, em corimbos; invólucro cilíndrico, 8–10 mm compr., 3–4 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 4-seriadas, 1,5–5,5 × 1–2 mm, ovadas a linear-lanceoladas, ápice glanduloso, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 5, creme, corola filiforme, tubo 4 mm compr., 0,2 mm diâm, setoso, internamente glabro, ápice 4-dentado; ramos do estilete lineares, glabros. Cipsela cilíndrica, 1,2–1,5 mm compr. 0,8 mm diâm, glabra; papilho cerdoso, 1-seriado, 4,5 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 30.IV.2004, fl. (♂), *E. H. Amorim et al. 885* (HUFU); Céu Cavalo, 27.VI.2002, fl. (♂), *S. Mendes et al. 90* (HUFU); estrada para Macega, 1.VIII.2002, fl. (♀), *R. Arruda et al. 100* (HUFU); Jerônimo, 11.IV.2003, fl. (♂), *R. Arruda et al. 362* (HUFU); 5.VII.2003, fl. (♀), *S. Mendes et al. 986* (HUFU); Macega, 29.VI.2002, fl. (♂), *S. Mendes et al. 148* (HUFU); 14.VI.2003, fl. (♂), *R. Arruda et al. 522* (HUFU); mata da Aparecida, 28.V.1994, fl. (♂), *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1287* (BHCB); 4.VII.2003, fl. (♀), *S. Mendes et al. 953* (HUFU).

Esta espécie ocorre exclusivamente no Brasil (Goiás e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro ocorre em mata de galeria, cerradão.

Baccharis ramosissima é considerada semelhante a *B. mesoneura* DC., e *B. retusa* DC., que possuem semelhança na forma da folha segundo Baker (1882). Porém se diferenciam principalmente na nervura das folhas, já que *B. ramosissima* possui folhas trinervadas, enquanto *B. retusa* possui folhas quinquenervadas e *B. mesoneura* possui folhas peninervadas.

Baccharis subdentata DC., Prodr. 5: 408. 1836.

Subarbusto a arbusto 0,8–1 m alt., dióicos; ramos cilíndricos, costados, glabros. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 7–40 × 2,5–16 mm, elíptico a obovado; ápice obtuso, margens inteiras ou denteadas, base cuneada; ambas as faces glandulosas. Capítulos discóides estaminados; sésseis, em espigas curtas; invólucro campanulado, 4,5–5,5 mm compr., 3,5 mm diâm.; brácteas involucrais 6–7-seriadas, 1,5–4 × 1–2 mm, ovadas, setosas; receptáculo convexo, glabro. Flores creme ca. 8–10, corola tubulosa, tubo 2,5 mm compr., 0,7 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, lobos 1,2 × 0,2 mm; anteras com apêndice apical oval-lanceolado, base arredondada; ramos do estilete lanceolados, longo-papilosos, ápice agudo. Cipsela abortiva, 0,5 mm; papilho cerdoso, 1-seriado, 5 mm. Capítulos pistilados sésseis, em espigas curtas; invólucro campanulado, 6–6,5 mm compr., 4–6 mm diâm.; brácteas involucrais 6–7-seriadas, 2–5,5 × 1–1,5 mm, oval-lanceoladas a lanceoladas, glabras, ápice glanduloso, margens ciliadas; receptáculo cônico, glabro. Flores creme, corola filiforme, tubo 3,5–4 mm compr., 0,2 mm diâm, internamente glabro; ramos do estilete lineares, glabros. Cipsela cilíndrica, 1,1,5 mm compr., 0,3 mm diâm, glabra; papilho cerdoso, 1-seriado, 4–4,5 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fl. (♂), *S. Mendes et al. 121* (HUFU); 27.VI.2002, fl. (♀), *E. H. Amorim et al. 133* (HUFU).

Esta espécie ocorre no Brasil (Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Paraná e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Baccharis subdentata é semelhante a *B. cognata* DC., mas esta se difere pelas folhas denteadas, capítulos estaminados com número maior de flores (ca. 15), enquanto em *B. subdentata* possui folhas inteiras a levemente denteada, capítulos estaminados com 8–10 flores.

Baccharis trimera (Less.) DC., Prodr. 5: 425. 1836. *Molina trimera* Less., Linnaea 6: 141. 1831.

Erva 1–1,2 m alt., dióicos; ramos glabros, alados, alas do ramo 2–9 mm larg. Folhas atrofiadas ou ausentes. Capítulos discóides estaminados, sésseis, axilares; invólucro

campanulado, 3–4 mm compr., 3–4 mm diâm.; brácteas involucrais 4-seriadas, 2–4 × 1 mm, ovadas a lanceoladas, glabras, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores creme, corola tubulosa, tubo 2,5 mm compr., 0,4 mm diâm, estrigoso, internamente glabro, lobos estrigosos, 1,2 × 0,2 mm; anteras com apêndice apical lanceolado, base obtusa; ramos do estilete lineares, longo papilosos. Cipsela abortiva, 0,1 mm; papilho cerdoso, 1-seriado, 3–4 mm, cerdas com ápice espessado. Capítulos discóides pistilados, sésseis, axilares; invólucro campanulado, 4–5 mm compr., 3–5 mm diâm.; brácteas involucrais 4-seriadas, 2–5 × 1–1,2 mm, ovadas a linear-lanceoladas, glabras, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores creme, corola filiforme, tubo 2,5–3,5 mm compr., 0,2 mm diâm., internamente glabro; ramos do estilete lineares, glabros. Cipsela elipsóide, 1 mm compr., 0,3 mm diâm., glabra, costada; papilho cerdoso, 1-seriado, 3,5–4 mm.
Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 28.VI.2002, fl. (♂), *S. Mendes et al. 128* (HUFU); mata da Zilda, 13.VI.2003, fl. (♀), *E. H. Amorim et al. 688* (HUFU).

Esta espécie ocorre na Bolívia, nordeste da Argentina, Paraguai, Uruguai e no Brasil (Minas Gerais, Paraná, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em mata semidecídua e mata de galeria.

Baccharis trimera é semelhante a *B. cylindrica* (Less.) DC. e *B. myriocephala* DC., porém, ambas diferenciam pela disposição dos capítulos ao longo dos ramos, uma vez que em *B. cylindrica* os capítulos se dispõem em grupos de 3–5 ao longo dos ramos primários, e em *B. myriocephala* os capítulos se dispõem em grupos de 3–5 capítulos em ramos secundários e terciários.

Baccharis trinervis (Lam.) Pers., Syn. Pl. 2: 423. 1807. *Conyza trinervis* Lam., Encyc. 2(2): 85. 1788.

Subarbusto 0,5–1,5 m alt., dióico; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, alternas, pecíolo 5–6 mm, limbo 15–50 × 5–20 mm, lanceolado, trinervado, membranáceo; ápice agudo, margens inteiras, base aguda; ambas as faces setosas, ou somente a face adaxial setosa. Capítulos discóides estaminados, pedunculados, em panículas terminais, laxas; invólucro campanulado, 3–4 mm compr., 4–5 mm diâm.; brácteas involucrais 4-seriadas, 3–4 × 1–1,5 mm, ovadas a linear-lanceoladas, glabras, margens serreadas; receptáculo convexo, glabro. Flores creme, corola tubulosa, tubo 2 mm compr., 0,2 mm diâm., setoso, internamente glabro, lobos 1,5 × 0,1 mm, setosos; anteras com apêndice apical lanceolado, base obtusa; ramos do estilete lineares, longo-papilosos, ápice agudo. Cipsela abortiva; papilho cerdoso, 1-seriado, 5 mm, cerdas com ápice espessado. Capítulos discóides pistilados, pedunculados, em panículas terminais, laxas; invólucro campanulado, 3–5 mm compr., 2–5 mm diâm.; brácteas involucrais 3-seriadas, 1–4,5 × 1–1,5 mm, ovadas a linear-lanceoladas, glabras, margens hialinas; receptáculo convexo, paleáceo. Flores creme, corola filiforme, tubo 2,5–3 mm compr., 0,1 mm diâm, setoso, internamente glabro, ápice 3–4-dentado; ramos do estilete lineares, glabros. Cipsela fusiforme, 0,5 mm compr., 0,2 mm diâm., setosa; papilho cerdoso, 1-seriado, 5–5,5 mm.
Materiais examinados: mata do Alaor, 12.III.2004, fl. (♂), *E. K. O. Hattori et al. 289* (HUFU); 12.III.2004, fl. (♂), *E. K. O. Hattori et al. 295* (HUFU); mata próxima ao alojamento: 16.I.2003, fl. (♀), *E. H. Amorim et al. 421* (HUFU); mata da Zilda, 28.VIII.1994, fl. e fr. (♀), *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1268* (BHCB).

Esta espécie ocorre desde a Argentina até o Panamá, passando por Equador, Venezuela e Brasil (Acre, Bahia, Minas Gerais, Paraná, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em mata semidecídua.

Baccharis trinervis pode ser facilmente reconhecida pelas folhas lanceoladas, menbranáceas, trinervadas, capítulos em panículas terminais, laxas, receptáculo do capítulo pistilado paleáceo.

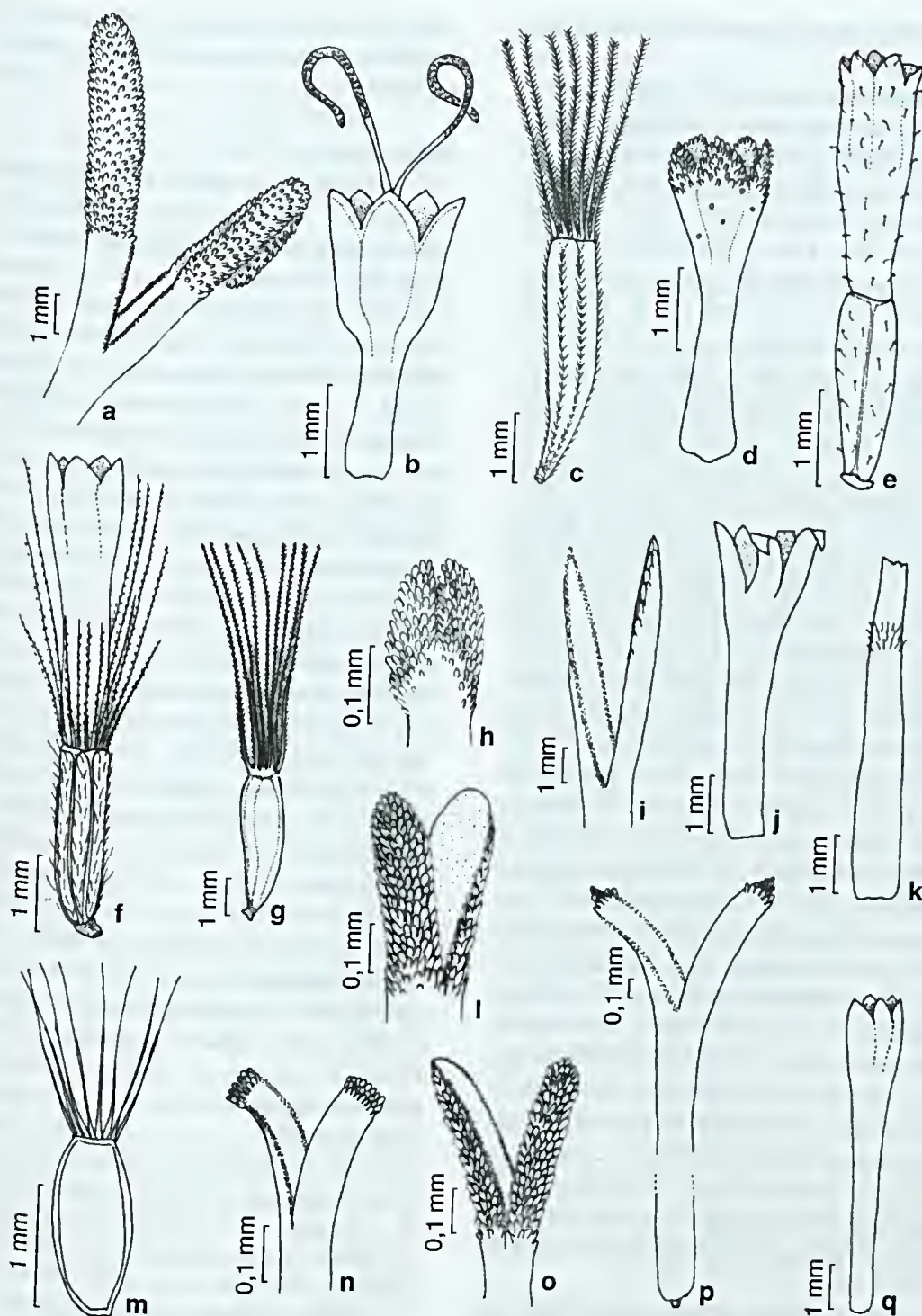



Figura 3 – Representação esquemática das estruturas vegetativas e reprodutivas de alguns gêneros encontrados na Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro, Perdizes, Minas Gerais. *Eupatorium* – a. ramos do estilete; *Mikania* – b. corola e ramos do estilete; *Trichogonia* – c. cipsela e papilho; d. corola; *Ageratum* – e. cipsela e corola; *Pseudobrickellia* – f. corola, cipsela e papilho; *Eupatorium* – g. cipsela e papilho; *Baccharis* – h. ramos do estilete da flor estaminada; i. ramos do estilete da flor pistilada; j. corola da flor estaminada; k. corola da flor pistilada; *Pterocaulon* – l. ramos do estilete; *Conyza* – m. cipsela e papilho; *Achyrocline* – n. ramos do estilete; *Porophyllum* – o. ramos do estilete; *Emilia* – p. estilete; q. corola.

Baccharis varians Gardner, London J. Bot. 7: 84. 1848.

Subarbusto 0,5–2 m alt., dióico; ramos cilíndricos costados, angulosos, glabros. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 9–28 × 2,5–8 mm, oblongo a oblanceolado, trinervado; ápice arredondado, margens inteiras, base cuneada; ambas as faces glabras. Capítulos discóides estaminados, em panículas; invólucro cilíndrico, 4–6 mm compr., 2,5 mm diâm., brácteas involucrais 4-seriadas, 1,5–5 × 0,8–1 mm, ovadas a lanceoladas, ápice glanduloso, margens ciliadas; receptáculo plano, laciniado. Flores ca. 8, creme, corola tubulosa, tubo 2 mm compr., 0,2 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, lobos 0,5 × 0,1 mm, estrigosos; anteras com apêndice apical lanceolado, base arredondada; ramos do estilete curtos, ovados, longo-papilosos. Cipsela abortiva, 0,2 mm; papilho cerdoso, 1-seriado, 4 mm, cerdas com ápice espessado. Capítulos discóides pistilados, em panículas; invólucro cilíndrico, 3–4 mm compr., 2mm diâm.; brácteas involucrais 3–4-seriadas, 1–3,5 × 1–1,5 mm, ovadas a lanceoladas, glabras ou glandulosas, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores creme, corola filiforme, tubo 2–2,5 mm compr., 0,1 mm diâm., estrigoso, internamente glabro. Cipsela fusiforme, 1 mm compr., 0,6 mm diâm, glabra, costada, ápice comprimido; papilho cerdoso, 1-seriado, 3 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 27.VI.2002, fl. (♂), *E. H. Amorim et al. 104* (HUFU); 27.VI.2002, fl. (♀), *E. H. Amorim et al. 105* (HUFU); 2.VIII.2002, fl. (♀), *R. Arruda et al. 158* (HUFU); 11.IV.2003, fl. (♂), *R. Arruda et al. 296* (HUFU); 04.VII.2003, fl. (♀), *S. Mendes et al. 920* (HUFU); estrada para Céu Cavalo, 27.VI.2002, fl. (♂), *S. Mendes et al. 73* (HUFU); Jerônimo, 5.VII.2003, fl. (♀) *S. Mendes et al. 975* (HUFU); Trilha dos Primatas, 13.VI.2003, fl. (♂), *E. H. Amorim et al. 673* (HUFU).

Esta espécie ocorre na Argentina e no Brasil (Bahia, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Pernambuco e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado, cerrado rupestre e transição cerrado-mata.

Baccharis varians é muito semelhante a *B. leptocephala* DC., mas se diferencia por suas folhas fasciculadas, coflorescência paniculiforme alongada formada por 5–8 capítulos.

Bidens pilosa L., Sp. Pl. 2: 832. 1753.

Erva 0,7–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, híspidos. Folhas pinatissectas, opostas, pecíolo até 2,5 mm compr., limbo 25–70 × 15–60 mm; ápice obtuso, margens serreadas, base decorrente; ambas as faces estrigosas. Capítulo radiado, pedunculado, solitário; invólucro campanulado, 5–10 mm compr., 7–12 mm diâm.; brácteas involucrais 2-seriadas, série externa membranácea, 3x1 mm, linear-lanceolada, estrigosa, ápice agudo, margens ciliadas, série interna 10 × 2 mm, lanceolada, estrigosa, ápice agudo; receptáculo levemente convexo, páleas planas, 8–9 × 1 mm, linear-lanceoladas, ápice retuso, piloso, margens serreadas. Flores do raio quando presentes brancas, neutras, corola liguliforme, tubo 1 mm compr., 0,5 mm diâm., limbo 14–16 × 4–5 mm, internamente glabro, ápice 2–3-dentado. Cipsela abortiva, 3–3,5 mm, bordos pilosos, glandulosos; papilho aristado, 1,5–2,5 mm, aristas com pêlos retrorsos. Flores do disco amarelas, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5 mm compr., 1 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, lobos 2–3 × 0,4 mm, glabros; anteras com apêndice apical triangular, base sagitada; ramos do estilete planos, ápice agudo, piloso, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela elipsóide, 2,5–3 mm compr., 1 mm diâm., angulosa, glandulosa; papilho aristado, 4 aristas, 1,5–2,5 mm, com pêlos retrorsos.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 09.V.2003, fl. e fr., *S. Mendes et al. 745* (HUFU); 13.II.2004, fr., *E. K. O. Hattori et al. 214* (HUFU); mata do Alaor, 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 296* (HUFU); Península, 13.II.2004, fl. e fr., *E. K. O. Hattori et al. 197* (HUFU); residência do sr. José Ferreira D'Ávila, 22.XI.1994, fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1286* (BHCB); Trilha dos Primatas, 14.II.2004, bot., *E. K. O. Hattori et al. 256* (HUFU).

Amplamente distribuída em regiões tropicais e subtropicais, ocorrendo em quase todos os continentes. Na EPDA-Galheiro

ocorre em cerrado, borda de mata.

Bidens pilosa pode ser facilmente reconhecida pelas suas folhas pinatissectas, papilho 4-aristado e cipsela glandulosa.

Bidens segetum Mart. *ex* Colla, Herb. Pedem. 3: 307. 1834.

Erva ou subarbusto 0,5–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, glabros. Folhas compostas, opostas, pecíolo 10–30 mm, segmentos 45–95 × 55–85 mm, oval-lanceolados; ápice acuminado, margens serreadas, base obtusa; ambas as faces glabras. Capítulos radiados, pedunculados, em panículas; invólucro campanulado, 6–9 mm compr., 1–1,5 mm diâm., brácteas involucrais persistentes, 2-seriadas, série externa membranácea, 6 × 1 mm, linear-lanceolada, glabra, ápice agudo, margens ciliadas, série interna 9 × 1,5 mm, lanceolada, glabra, ápice piloso, margens lisas; receptáculo plano, páleas planas, 7–9 × 1,1 mm, linear-lanceoladas, ápice agudo, piloso. Flores do raio neutras, amarelas, corola liguliforme, tubo 3–4 mm compr., 0,5 mm diâm., internamente glabro, limbo 20–21 × 5–7 mm, glabro. Cipsela abortiva, 1–1,5 mm, ciliada; papilho aristado, 3 mm, aristas com pêlos retrorsos. Flores do disco amarelas, corola tubulosa, tubo 5,5 mm compr., 1,5 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, lobos 1 × 0,5 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base aguda; ramos do estilete planos, papilosos, ápice acuminado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 2–2,5 mm compr., 1 mm diâm., comprimida, bulado-ciliada; papilho aristado, 2 aristas, 3 mm, com pêlos retrorsos.

Materiais examinados: divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1285* (BHCB); estrada para Macega, 18.V.2002, fl., *S. Mendes et al. 69* (HUFU); mata da Zilda, 9.V.2003, fl. e fr., *S. Mendes et al. 790* (HUFU); 6.XII.2003, fl. e fr., *E. K. O. Hattori et al. 173* (HUFU); 30.IV.2004, fl. e fr., *E. H. Amorim et al. 864* (HUFU); Península, 19.I.2004, fl. e fr., *E. H. Amorim et al. 763* (HUFU); 1.V.2004, fl. e fr., *E. H. Amorim et al. 929* (HUFU).

Esta espécie ocorre no Peru, Bolívia e no Brasil (Goiás, Minas Gerais e Paraná). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e mata semidecídua.

Bidens segetum é muito semelhante a *B. rubifolia* Kunth, que se distingue por suas folhas rugosas, ápice agudo, 3–5-partida, brácteas involucrais externas lineares e cipsela escabra.

Calea ferruginea Baker, Fl. bras. 6(3): 261. 1884.

Erva a subarbusto, 0,5–1,5 m alt.; ramos estriados, estrigoso-tomentosos. Folhas simples, opostas, pecíolo até 2 mm, limbo 10–20 × 5–12 mm, ovado; ápice agudo, margens denteadas, base obtusa; face adaxial estrigoso-tomentosa, face abaxial estrigoso-tomentosa, glandulosa. Capítulos radiados, pedunculados, em panículas; invólucro campanulado, 6–8 mm compr., 5–7 mm diâm.; brácteas involucrais 2–3-seriadas, 3–6 × 3–4,5 mm, ovadas a oval-lanceoladas, membranáceas, glabras, ápice agudo, margens ciliadas, nervuras estriadas; receptáculo convexo, páleas condupicadas, lanceoladas, 5 × 1 mm, ápice acuminado, margens inteiras. Flores do raio pistiladas, ca. 7, amarelas, corola liguliforme, tubo 2,5 mm compr., 0,8 mm diâm., internamente glabro, limbo 3 × 1 mm; ramos do estilete lanceolados, glabros, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela cilíndrica, 2,5–3 mm, 1 mm diâm., bordos ciliados; papilho paleáceo, 0,1 mm. Flores do disco monoclinas, ca. 10, amarelas, corola tubulosa, tubo 2 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, lobos 1,5 × 0,6 mm; anteras com apêndice apical oval-lanceolado, base aguda; ramos do estilete lineares, ápice agudo, papilosos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela 2,5–3 mm, 0,8 mm diâm., glabro, bordos ciliados; papilho paleáceo, 0,1 mm.

Materiais examinados: estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl. e fr., *E. H. Amorim et al. 37* (HUFU); Macega, 15.II.2003, fl., *R. Arruda et al. 229* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição conhecida apenas para o Brasil (Goiás e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

Calea ferruginea é facilmente reconhecida pelas suas folhas ovadas, margem denteada, e capítulos em panículas.

Calea multiplinervia Less., Linnaea 5: 159. 1830.

Erva ca. 0,7 m alt.; ramos cilíndricos, estriados, setosos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 70–75 × 10–12 mm, linear-lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base aguda; ambas as faces híspido-tomentosas. Capítulo radiado, pedunculado, solitário; invólucro campanulado, 13 mm compr., 17 mm diâm., brácteas involucrais 2-seriadas, 7–11 × 6–7 mm, orbiculares a oblongas, membranáceas, glabras, ápice arredondado, margens inteiras, nervuras estriadas; receptáculo convexo, páleas conduplicadas, lineares, 10 × 1,3 mm. Flores do raio pistiladas, 10–12, amarelas, corola liguliforme, tubo 3–4 mm compr., 0,8 mm diâm., internamente glabro, limbo 13–16 × 4–5 mm, glabro; ramos do estilete lineares, ápice agudo, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, lateralmente comprimida, 4 mm compr., 1,5 mm diâm., setosa; papilho paleáceo. Flores do disco monoclinas, amarelas, corola tubulosa, tubo 1 mm compr., 0,4 mm diâm., internamente glabro, lobos 0,5–0,3 mm; anteras de com apêndice apical ovado, base sagitada; ramos do estilete lineares, ápice agudo, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 3–3,5 mm compr., 0,8 mm diâm., setosa; papilho paleáceo, 7–8 mm, ápice longo acuminado.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 124* (HUFU); voçoroca, 27.X.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1302* (BHCB).

Espécie de distribuição exclusivamente no Brasil (Distrito Federal, Goiás e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

C. multiplinervia é facilmente reconhecida por suas folhas linear-lanceoladas, pilosas, e capítulos solitários. As espécies mais semelhantes são *Calea eitenii* H. Rob. e *Calea kirkbridei* H. Rob., porém, se diferem pelos ramos glabros e folhas glabras, ou apenas glanduloso-pontuadas.

Chaptalia integerrima (Vell.) Burkart, Darwiniana 6(4): 576. 1944. *Tussilago integerrima* Vell., Fl. flumin. 8: 140. 1831.

Erva escaposa, 0,3 m alt. Folhas rosuladas basais, pecíolo 20–90 mm, limbo 12–80 × 10–25 mm, obovado-lanceolado a elíptico, discolor, cartáceo; ápice agudo, margens inteiras a levemente crenadas, base estreitamente atenuada até o pecíolo; face adaxial esverdeada, glabrescente, face abaxial densamente alvo-lanosa. Capítulo radiado, solitário, pedúnculo ereto, densamente alvo-lanoso, ebracteado; invólucro campanulado, 8–12 mm compr., 10–15 mm diâm.; brácteas involucrais 6–8-seriadas, alvo-lanosas, externas lanceoladas 6 × 1,2 mm, internas linear-lanceoladas, 15 × 0,9–1 mm. Flores trimorfas, cremes; flores do raio pistiladas, corola liguliforme, ca. 15 mm; flores intermediárias pistiladas, corola curtamente liguliforme, 15 mm; flores do disco monóclinas, corola tubulosa; anteras com apêndice apical arredondado, apêndice basal sagitado; estilete com ramos lineares, glabros nas flores pistiladas, pilosos nas flores monóclinas. Cipselas fusiformes, 5-costadas, 20 mm compr.; ápice rostrado, 4–5 mm; papilho cerdoso, cerdas filiformes, serreadas, persistentes.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 22.XI.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1284* (BHCB); Trilha dos Primatas, 3.X.2003, fl., *E. K. O. Hattori et al. 22* (HUFU).

Espécie amplamente distribuída na América do Sul e no Brasil, principalmente nas regiões Centro-Oeste, Sudeste e Sul. Na EPDA-Galheiro foi coletada em transição mata-cerrado.

A espécie mais próxima de *C. integerrima* é *C. sinuata* Baker, que pode ser diferenciada pela folha com margem crenada ou denteada e flores marginais liguliformes com lábio interno bífido.

Chresta scapigera (Less.) Gardner, London J. Bot. 1: 241. 1842. *Vernonia scapigera* Less., Linnaea 4: 251. 1829.

Subarbusto escaposo, 0,6–1,6 m alt.; escapo lanuginoso. Folhas simples, rosulado-basais, pecíolo 15–50 mm, limbo 80–240 × 37–90 mm, obovado a elíptico; ápice obtuso a emarginado, margens inteiras a levemente denteadas, base atenuada; ambas as faces glabras a esparsamente acinzentado-tomentosas, glandulosas, nervuras proeminentes. Capítulos discóides, basalmente adnados em um glomérulo, 2,5–3 cm compr., 2,7–3 cm diâm., terminal, escaposo; invólucro obcônico, 1–1,2 cm compr., 2,5 mm diâm.; brácteas involucrais 5-seriadas, coriáceas, 3–8 × 0,9–2 mm, triangulares a oval-lanceoladas, glabras, margens escariosas, inteiras a serreadas; receptáculo plano, foveolado. Flores monóclinas, roxas 3, corola tubulosa, tubo 7 mm compr., 2 mm diâm., internamente glabro, lobos 4,5 × 0,9 mm, setosos; anteras de apêndice apical obtuso, base sagitada; ramos do estilete filiformes, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela turbinada, 2 mm compr., 1 mm diâm., serícea, ápice truncado; papilho cerdoso, 5-seriado, 7–8 mm, cerdas levemente achatadas. **Materiais examinados:** cerrado próximo ao alojamento, 28.VI.2002, bot. e fl., *S. Mendes et al. 127* (HUFU); 01.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 62* (HUFU); Céu Cavalo, 24.VI.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1312* (BHCB); estrada para Céu Cavalo, 17.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 95* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, bot., *R. Arruda et al. 22* (HUFU); estrada para Mata da Zilda, 28.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 127* (HUFU); Jerônimo, 5.VII.2003, bot., *S. Mendes et al. 976* (HUFU); Península, 1.V.2004, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 922* (HUFU).

Esta espécie ocorre no Brasil (Goiás, sudoeste de Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em borda de mata semidecídua e mata de galeria, cerrado e cerrado rupestre.

C. scapigera é facilmente reconhecida por suas sinflorescências longo-escaposas, escapos lanosos, além das folhas possuírem pontuações glandulosas e corola com lobos setosos.

Conyza bonariensis (L.) Cronq., Bull. Torrey Bot. Cl. 70: 632. 1943. *Erigeron bonariensis* L., Sp. Pl.: 863. 1753.

Subarbusto 1m alt.; ramos estriados, setosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 5–50 × 3–7 mm, linear-lanceolado; ápice acuminado, margens serreadas, base acuminada; face adaxial estrigosa, glandulosa, face abaxial setosa, glandulosa, sem indumento canescente. Capítulos disciformes, pedunculados, em panículas laxas; invólucro campanulado, 3–5 mm compr., 3,5 mm diâm., brácteas involucrais 3-seriadas, 3–5 × 0,5–1 mm, linear-lanceoladas, setosas, margens ciliadas; receptáculo epaleáceo, glabro. Flores marginais creme, ♀s, corola filiforme, tubo 4 mm compr., 0,1 mm diâm, internamente glabro, ápice 1–3-dentado; ramos do estilete lanceolados, glabros. Cipsela oblongo-obovóide, 1,5 mm compr., 0,2 mm diâm., setosa, bordos ciliados; papilho cerdoso, 1-seriado, 5 mm. Flores centrais creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 0,3 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, lobos 1 × 0,1 mm; anteras com apêndice apical acuminado, base sagitada; ramos do estilete espatulados, pilosos no ápice, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela oblongo-obovóide, 1,5 mm compr., 0,2 mm diâm., setosa, comprimida, 2 nervuras laterais, bordos pilosos; papilho cerdoso, 1-seriado, cerdas barbeladas, creme, 5 mm. **Materiais examinados:** Céu Cavalo, 20.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 834* (HUFU); Jerônimo, 22.XI.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1276* (BHCB).

Espécie de origem sul-americana, amplamente distribuída no mundo todo e no Brasil. Na EPDA-Galheiro é encontrado em cerrado.

Esta espécie pode ser reconhecida por suas folhas e brácteas involucrais densamente setosas.

Dasyphyllum flagellare (Casar.) Cabrera, Revista Mus. La Plata. n.s. Bot. 9: 60. 1959. *Flotovia flagellare* Casar., Nov. stirp. brasil. 10: 36. 1845.

Subarbusto, até 4 m alt.; ramos com espinhos axilares, geminados, glabros. Folhas

simples, alternas, com pecíolo 3–5 mm, limbo 16–90 × 9–48 mm, oval-lanceolado a elíptico; ápice levemente mucronado, margens inteiras, base arredondada; face adaxial glabra, face abaxial setosa. Capítulos discóides em panículas, pedúnculo até 1 cm compr.; invólucro campanulado, 7–11 mm compr., 5–6 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, coriáceas, 9-seriadas, 3–6 × 2–2,5 mm, lanceoladas, dorso pubescente, ápice mucronado, viloso, margens ciliadas; receptáculo plano, cerdoso. Flores monóclinas, alvas, corola tubulosa, tubo 3 mm compr., 0,8 mm diâm., glabro, internamente setoso, limbo 5 × 2 mm, 5-lobada, 3 × 0,4 mm; anteras com apêndice apical emarginado, base caudada; ramos do estilete agudos, glabros. Cipsela obovóide, 2 mm compr., 1 mm diâm., estrigosa, ápice truncado; papilho plumoso, 5 mm, cerdas lineares.

Materiais examinados: estrada para a Mata da Zilda, 17.V.2002, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 64* (HUFU); mata do Alaor, 22.XI.1994, bot., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1283* (BHCB); Trilha dos Primatas, 12.IV.2003, bot., *R. Arruda et al. 413* (HUFU).

Material adicional examinado: MINAS GERAIS: Município de Lagamar, Reserva Vegetal da Companhia Mineira de Metais, 31.V.2003, fl. e fr., *A. S. S. Alves & A. A. Alves 349* (HUFU).

Espécie de distribuição exclusiva para o Brasil (Minas Gerais, Rio de Janeiro, Paraná, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em mata semidecídua e borda de mata semidecídua.

D. flagellare é muito semelhante a *D. orthacanthum* (DC.) Cabrera, que possui folhas com ápice e base agudos, face abaxial glabra, brácteas involucrais com superfície glabrescente, já *Dasyphyllum flagellare* possui folhas com ápice levemente mucronado, base arredondada, e brácteas involucrais com superfície pubescente.

Dasyphyllum synacanthum (Baker) Cabrera, Revista Mus. La Plata. n.s. Bot. 9: 63. 1959. *Chuquiraga synacantha* Baker, Fl. bras. 6(3): 361. 1884.

Arbusto volúvel; ramos com espinhos axilares, geminados, estriados, esparsamente estrigosos. Folhas simples, alternas, pecíolo até 3 mm, limbo 30–80 × 8–22 mm, lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base aguda; face adaxial densamente seríceas nas folhas jovens, posteriormente glabrescentes nas folhas mais velhas, face abaxial densamente serícea nas folhas jovens e posteriormente esparso-serícea nas folhas mais velhas. Capítulos discóides em corimbos terminais, pedunculados; invólucro campanulado, 6–8 mm compr., 3–5 mm diâm.; bractéola na base do invólucro linear-lanceolada, conduplicada, setoso-tomentosa, ápice acuminado; brácteas involucrais 3–4-seriadas, persistentes, coriáceas, 3–7 × 1,5–3,5 mm, ovadas, glabras, ápice acuminado, formando um espinho, margens ciliadas; receptáculo plano, cerdoso. Flores não-vistas.

Material examinado: mata da Aparecida, 6.XII.2003, bot., *E. K. O. Hattori et al. 159* (HUFU).

Espécie de distribuição exclusiva para o Brasil (Minas Gerais até o Rio Grande do Sul). Na EPDA-Galheiro ocorre em mata de galeria.

D. synacanthum é facilmente reconhecida pelo seu hábito volúvel, capítulos em corimbos, e brácteas involucrais acuminadas, que formam um espinho no ápice.

Dasyphyllum velutinum (Baker) Cabrera, Revista Mus. La Plata. n.s. Bot. 9: 84. 1959. *Chuquiraga velutina* Baker, Fl. bras. 6(3): 358. 1884.

Arbusto, 1–2 m alt.; ramos com espinhos axilares, geminados, cilíndricos, vilosos ou tomentosos. Folhas simples, alternas, pecíolo até 3 mm compr., limbo 13–70 × 8–43 mm, elíptico a lanceolado; ápice agudo ou obtuso, mucronado, margens inteiras, base arrdondada; face adaxial setosa, face abaxial tomentosa ou setosa, glandulosa. Capítulos discóides, sésseis, em panículas; invólucro campanulado, 2–3 cm compr., 1,7–3 cm diâm.; brácteas involucrais persistentes, coriáceas, 9-seriadas, 5–20 × 3–4 mm, ovadas ou lanceoladas, tomentosa ou setosa, ápice mucronado, margens ciliadas; receptáculo plano, cerdoso. Flores monóclinas, alvas, corola liguliforme, tubo 5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente setoso, limbo 9 ×

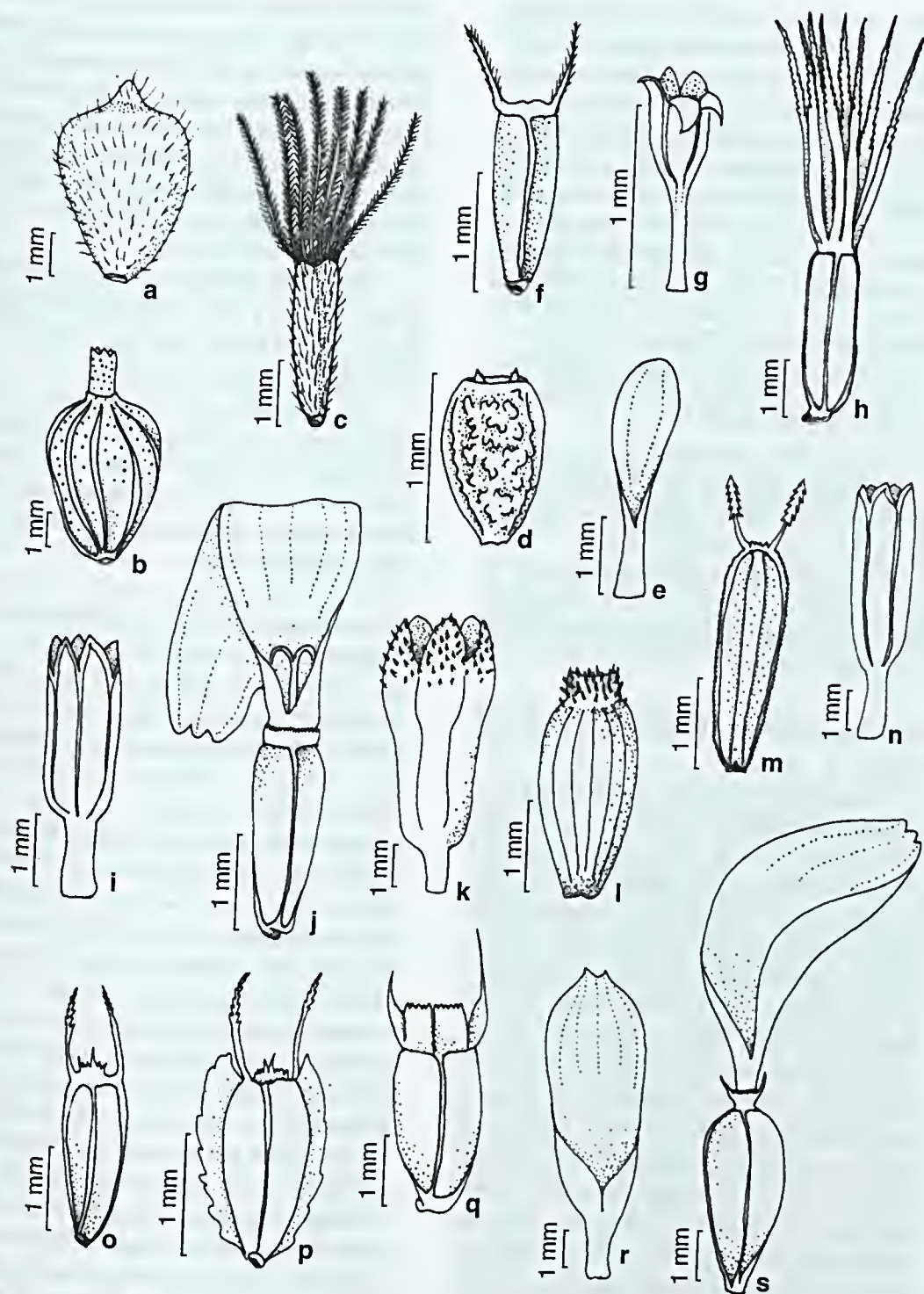



Figura 4 – Representação esquemática das estruturas vegetativas e reprodutivas de alguns gêneros encontrados na Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro, Perdizes, Minas Gerais. *Riencourtia* – a. cipsela; *Ichthyothere* – b. corola e cipsela; *Tridax* – c. cipsela e papilho; *Eclipta* – d. cipsela; e. corola do raio; *Acmella* – f. cipsela e papilho; g. corola do disco; *Calea* – h. cipsela e papilho; *Wedelia* – i. corola do disco; j. corola do raio, cipsela e papilho; *Tilesia* – k. corola do disco; l. cipsela; *Bidens* – m. cipsela e papilho; n. corola do disco; *Dimerostemma* – o. cipsela do disco; p. cipsela do raio; *Viguiera* – q. cipsela e papilho; r. corola do raio; *Aspilia* – s. corola do raio, cipsela e papilho.

3 mm, 5-lobado, 2 × 0,6 mm; anteras com apêndice apical emarginado, base caudada; ramos do estilete arredondados, glabros. Cipsela turbinada, 4,5–6 mm compr. 1,8 mm diâm., costada, estrigosa; papilho plumoso, 15 mm.
Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 1.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 78* (HUFU); Céu Cavalo, 2.VI.1994, bot. e fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1282* (BHCB); 27.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 91* (HUFU); 23.VIII.2002, fl., *S. Mendes et al. 269* (HUFU); estrada para a Mata da Zilda, 17.V.2002, fl., *S. Mendes et al. 22* (HUFU); Macega, 10.V.2003. bot., *S. Mendes et al. 868* (HUFU); 22.VIII.2003, fl., *S. Mendes et al. 1007* (HUFU).

Espécie de ocorrência apenas para o Brasil (Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro é encontrada em cerrado e mata semidecídua.

D. velutinum é muito semelhante a *D. sprengelianum* Cabrera, mas esta espécie possui folhas adultas glabras ou glabrescentes em ambas as faces.

Dimerostemma brasilianum Cass., Bull. Soc. Philom. 58. 1818.

Subarbusto 0,8 m alt.; ramos cilíndricos, costados, tomentosos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 15–30 × 7–10 mm, orbicular a ovado-lanceolado; ápice arredondado, margens serreadas, base arredondada a cordada; face adaxial estrigosa, subescabra, face abaxial vilosa. Capítulo radiado, longo-pedunculado, em panículas; invólucro campanulado, 5–7 mm compr., 7–10 mm diâm.; brácteas involucrais 2-seriadas, série externa foliácea, 4 × 1,5 mm, lanceolada, margens serreadas, tomentosa, série interna escariosa, 5 × 2 mm, lanceolada, margens serreadas, tomentosa; receptáculo convexo, páleas conduplicadas, 6,5–7 mm, lanceoladas, ápice acuminado, margens levemente serreadas. Flores do raio neutras, amarelas, corola liguliforme, tubo 2 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, limbo 8–9 × 2–2,5 mm. Cipsela abortiva, obovóide, 1,5–2,5 mm compr., 0,9 mm diâm., bordos ciliados; papilho aristado-coroniforme 1–1,5 mm. Flores do disco monóclinas amarelas, corola tubulosa, tubo 2 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabros, lobos 1 × 1 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, pilosos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obovóide, 1,5–2 × 1 mm, glabra, alada, bordos cilados; papilho aristado-coroniforme, 1–1,5 mm.
Material examinado: Macega, 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 307* (HUFU).

Espécie de distribuição exclusiva para o Brasil (Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado.

Dimerostemma brasilianum é muito semelhante a *D. lippioides*, porém se diferencia desta pelas folhas subescabras, invólucro hemisférico, e papilho com aristas mais longas e com escamas curtas entre as aristas (Moraes 2004).

Dimerostemma vestitum S. F. Blake, Contrib. Gray Herb. n.s. 52: 11. 1917.

Subarbusto 0,2–1,2 m alt.; ramos cilíndricos, tomentosos ou híspidos. Folhas simples, alternas, pecíolo até 5 mm, limbo 18–40 × 13–47 mm, cordiforme a orbicular; ápice obtuso, margens serreadas, base arredondada a cordada; face adaxial tomentosa, face abaxial tomentosa, glandulosa. Capítulos radiados, sésseis, em panículas; invólucro campanulado, 8–11 mm compr., 10–15 mm diâm.; brácteas involucrais 2-seriadas, 7–10 × 5–7 mm, série externa foliácea, lanceoladas a oval-lanceoladas, margens inteiras ou serreadas, tomentosas, glandulosas; receptáculo convexo, páleas conduplicadas, 6–9 × 1,2 mm, oblongas a lanceoladas, glabras ou pilosas, margens inteiras. Flores do raio amarelas, neutras, corola liguliforme, tubo 2 mm compr., 0,8 mm diâm., internamente glabro, limbo 13–22 × 3–3,5 mm. Cipsela abortiva, obovóide, 1,5mm compr. 1 mm diâm., glabra, bordos ciliados; papilho aristado-coroniforme, 2–2,5 mm. Flores do disco monóclinas, amarelas, corola tubulosa, tubo 2–4,5mm compr. 1,5 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, lobos 0,5 × 0,5 mm, glabros; anteras com apêndice apical triangular

ou agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, pilosos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme ou obovóide, 1,5 mm compr., 1 mm diâm., comprimida lateralmente, glabra, alada, bordos glabros a ciliados; papilho aristado-coroniforme, 2–2,5 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 20.XII.2002, fl., *S. Mendes et al. 380* (HUFU); 21.XII.2002, fl., *P. C. Duarte et al. 197* (HUFU); 17.I.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 486* (HUFU); 14.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 560* (HUFU); 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 464* (HUFU); 5.XII.2003, fl., *E. K. O. Hattori et al. 80* (HUFU); 20.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 838* (HUFU); 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 212* (HUFU); Maeega, 15.II.2003, fl., *R. Arruda et al. 223* (HUFU); 14.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 233* (HUFU); Trilha dos Primatas, 14.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 252* (HUFU).

Espécie de distribuição apenas para o Brasil (Distrito Federal, Goiás e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro é encontrada em cerrado e cerrado rupestre.

Dimerostemma vestitum é semelhante a *D. asperatum* S. F. Blake, mas diferencia-se pelas folhas e brácteas involucrais híspidas ou tomentosas, e capítulos longo-pedunculados, ebracteados.

Eclipta prostrata (L.) L., Mant. Pl. Alt. 2: 286. 1771. *Verbesina prostrata* L., Sp. Pl. 2: 90. 1753.

Erva perene, 0,2 m alt.; ramos cilíndricos, setosos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 12–36 × 5–7 mm, lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base decorrente no pecíolo; ambas as faces setosas. Capítulos radiados, em corimbos, axilares ou terminais; invólucro campanulado, brácteas involucrais escariosas, 2-seriadas, persistentes, ovadas, setosas, ápice acuminado, margens ciliadas; receptáculo convexo, páleas linear-lanceoladas. Flores do raio inconspícuas, pistiladas, alvas, corola curto liguliforme, tubo 1 mm compr., 0,1 mm diâm., internamente glabro, limbo 1 × 0,1 mm; ramos do estilete com ápice agudo, glabro, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, glabra, 1 mm; papilho coroniforme. Flores do disco monóclinas, amarelas, corola tubulosa, tubo 1 mm compr., 0,3 mm diâm., internamente glabro, ápice 4-lobado, lobos glandulosos; anteras com apêndice apical obtuso, base sagitada; ramos do estilete agudos, pilosos , sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 4-costada, rugosa, setosa no ápice, 1 mm; papilho coroniforme.

Material examinado: residência do Sr. José Ferreira D'Ávila, 22.XI.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1281* (BHCB).

Espécie de distribuição pantropical e amplamente distribuída na América do Sul. Na EPDA-Galheiro foi encontrada em cerrado alterado

Eclipta prostrata possui flores do raio inconspícuas e flores do disco 4-mêras, tendo mesmas características de *Acmella uliginosa*. Porém, possui folhas sésseis com ambas as faces setosas e papilho paleáceo curto, enquanto *A. uliginosa* possui folhas pecioladas com ambas as faces glabras, e papilho aristado.

Elephantopus biflorus *Sch. Bip., Linnaea 20: 519. 1847.*

Subarbusto 0,4–1,3 m alt.; ramos cilíndricos, setoso-tomentosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 25–120 × 7–31 mm, lanceolado a oblongo; ápice agudo, margens denteadas, base amplexicaule; face adaxial setosa, face abaxial tomentoso-glandulosa. Capítulos discóides em glomérulos, formando espigas axilares, brácteas lanceoladas, 7–10 × 3–4 mm, seríceas, glandulosas; invólucro cilíndrico, 6–8 mm compr., 2–2,5 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 4-seriadas, 4–7 × 0,8–1,5 mm, glabras, ápice agudo a acuminado, glanduloso; receptáculo plano, glabro. Flores 2, roxas, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4 mm compr., 0,4 mm diâm., internamente glabro, lobos 3 × 0,2 mm, glabros; anteras com apêndice apical obtuso, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela oblongo-obovóide, 10-costada, 2,5 mm compr., 0,6 mm diâm., setosa; papilho 2-seriado, 0,5–1 mm, paleáceo.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 30.IV.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 903* (HUFU); Céu Cavalo, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 728* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl., *R. Arruda et al. 12* (HUFU); Macega, 29.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 158* (HUFU); 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 319* (HUFU); 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 826* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição exclusiva para o Brasil (Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, e São Paulo). Na EPDA-Galheiro é encontrada em cerrado e cerrado rupestre.

Elephantopus biflorus é facilmente reconhecida por possuir apenas 2 flores em cada capítulo. É semelhante a *E. elongatus* Gardner, mas esta espécie possui de 3 a 4 flores por capítulo, papilho 1-seriado, e folhas com indumento longo estrigoso.

Elephantopus micropappus Less., Linnaea, 6: 689. 1831.

Erva, ca. 0,8 m alt.; ramos estriados, seríceo-tomentosos, glandulosos. Folhas simples, alternas, limbo 70–200 × 6–10 mm, linear-lanceolado; ápice agudo, margens denteadas, base atenuada nas folhas inferiores, amplexicaule nas folhas superiores; ambas as faces seríceo-tomentosas, densamente glandulosas. Capítulos discóides, sésseis, em glomérulos axilares, 8–12 mm compr., 12–20 mm diâm., formando espigas, brácteas oval-lanceoladas, 7–10 × 4–5 mm, seríceas, glandulosas; invólucro cilíndrico, 4–8 mm compr., 1–2 mm diâm; brácteas involucrais 4-seriadas, 3,5–5,5 × 1–2 mm, ovadas a lanceoladas, glabras, ápice agudo a acuminado, margem inteira, purpúreo, glanduloso; receptáculo convexo, glabro. Flores 4, monóclinas, roxas, corola tubulosa, tubo estreito, 3 mm compr., 0,2 mm diâm., internamente glabro, lobos lanceolados, 2 × 0,2 mm, glabros; anteras com apêndice ovado, base sagitada; ramos do estilete longos, agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela oblongo-obovóide, 10-costada, 1,5–2 mm compr., 0,6 mm diâm., setosa; papilho 1-seriado, paleáceo, 5 páleas 1,5 mm, ápice acuminado.

Material examinado: estrada para Jerônimo, 16.V.2002, bot. e fl., *R. Arruda et al. 29* (HUFU).

Material adicional examinado: MINAS GERAIS: Poços de Caldas, área próxima à estação Ferroviária, 9.III.1983, fl., *H. F. Leitão-Filho et al. 2051* (HUFU, UEC).

Esta espécie ocorre apenas no Brasil (Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro é encontrado em cerrado rupestre.

Elephantopus micropappus é facilmente reconhecida pelas suas brácteas involucrais púrpuras, papilho reduzido e folhas com indumento seríceo. *E. elongatus* Gardner é a espécie mais semelhante, mas se diferencia principalmente pelo papilho longo e cerdoso.

Elephantopus mollis Kunth, Nov. Gen. Sp. Pl. 4: 20. 1818.

Erva, 0,2 m alt.; ramos estriados, híspido-tomentosos. Folhas simples, rosuladas basais, pecíolo até 10 mm, limbo 40–80 × 18–39 mm, obovado; ápice obtuso, margens crenadas, base decorrente no pecíolo; face adaxial setosa, face abaxial híspido-tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, sésseis, em glomérulos formando corimbos terminais, 8 mm compr., 4–10 mm diâm., com um par de brácteas foliáceas na base; brácteas ovadas, 10–12 × 9 mm, ambas as faces setosas, ápice agudo, margens levemente serreadas; invólucro cilíndrico, 7–8 mm compr., 1–1,5 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 4-seriadas, 3,5–6,5 × 0,4–1,6 mm, linear-lanceoladas a lanceoladas, ápice agudo, margens inteiras, setosas; receptáculo plano, glabro. Flores 4, monóclinas, roxas, corola tubulosa, tubo estreito, 4 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos lanceolados, 2 × 0,8 mm; anteras com apêndice apical ovado, base sagitada; ramos do estilete longos, agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela oblongo-obovóide, 10-costada, 2–2,5 mm compr., 0,7 mm diâm., glabra; papilho cerdoso, 1-seriado.

Material examinado: Trilha dos Primatas, 12.IV.2003, bot., *R. Arruda et al. 401* (HUFU).

Material adicional examinado: MINAS GERAIS: Município de Uberlândia, estrada para Campo Florido, 16.IV.1999, fl. e fr., *G. M. Araújo 2045* (HUFU).

Esta espécie é encontrada de Cuba até Argentina, com ampla distribuição no Brasil, sendo adventícia no restante do mundo. Na EPDA-Galheiro foi coletada em mata semidecídua

E. mollis é facilmente reconhecida pelos corimbos com 1 par de brácteas foliáceas na base, papilho cerdoso.

Emilia sonchifolia DC., Contr. Bot. India. 24. 1834.

Erva, 0,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 60–90 × 11–30 mm, lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base amplexicaule; ambas as faces esparsamentes setosas, glandulosas. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro cilíndrico, 9–12 mm compr., 6–7 mm diâm.; brácteas involucrais unidas, 1-seriadas, 9–12 × 1–2 mm, lanceoladas, estriadas, ápice agudo, glabrescentes; receptáculo plano, glabro. Flores vermelhas, corola tubulosa, tubo 7,5 mm compr., 0,5 mm diâm., internamente glabro, lobos lanceolados, 1,5 × 0,4 mm, ápice papiloso; anteras com apêndice apical acuminado, base obtusa; ramos do estilete truncados, setosos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela cilíndrica, 5-costada, 2–2,5 mm compr., 0,8 mm diâm., costada, setosa; papilho alvo, cerdoso, 7,5–8 mm, caduco.

Material examinado: Jerônimo, 22.XI.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1280* (BHCB).

Material adicional examinado: MINAS GERAIS: Município de Uberlândia, reserva do clube Caça e Pesca Itororó de Uberlândia, 06.XII.2002, fl. e fr., *M. R. Silva s.n.* (HUFU 32231).

Emilia sonchifolia é amplamente distribuída em todo o Brasil, sendo considerada uma espécie ruderal. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado alterado.

Esta espécie é muito semelhante a *E. fosbergii* Nicolson, que diferencia-se por ter folhas inferiores fortemente denteadas e flores nitidamente maiores que o invólucro.

Eremanthus goyazensis Sch. Bip., Jahresber. Pollichia 18–19: 165. 1861.

Árvore 0,6–2,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigosos. Folhas simples, alternas, pecíolo 3–10 mm, limbo 25–165 × 11–80 mm, subcoriáceo, oblongo a ovado; ápice agudo a obtuso, margens inteiras, base aguda a obtusa; face adaxial glabra ou estrigosa, face abaxial lepidoto-tomentosa. Capítulos discóides, sésseis, coniventes pela pubescência formando glomérulos em panículas nos ramos; glomérulos 7–15 mm compr., 12–18 mm diâm., 1 série de brácteas foliáceas envolvendo o glomérulo; invólucro cilíndrico, 3–4 mm compr., 1,5 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 4-seriadas, 2–4 × 0,5–0,8 mm, lanceoladas, glabras, margens ciliadas; receptáculo plano, epaléaceo, glabro. Flor 1, púrpura, monóclina, corola tubulosa, tubo 3,5–4 mm compr., 2 mm diâm., glanduloso, internamente glabro, lobos 4,5–5 × 0,8 mm; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, pilosos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 2 mm compr., 1 mm diâm., serícea, glandulosa; papilho cerdoso, 3-seriado, 2–5,5 mm, cerdas achatadas.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 24.V.1994, fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1278* (BHCB); 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 485* (HUFU); 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 300* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 38* (HUFU); estrada para Mata da Zilda, 17.V.2002, fl., *S. Mendes et al. 21* (HUFU); Macega, 7.III.2003 fl., *E. H. Amorim et al. 667* (HUFU); 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 485* (HUFU); 11.IV.2003, fl. e fr., *S. Mendes et al. 623* (HUFU).

Espécie com distribuição conhecida para os estados de Goiás e Minas Gerais. Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado, mata semidecídua, cerrado rupestre.

Eremanthus goyazensis é semelhante a *E. glomerulatus* Less., mas se diferencia desta por apresentar folhas coriáceas com face abaxial lepidoto-tomentosas, enquanto *E. glomerulatus* apresenta folhas subcoriáceas, com face abaxial tomentosa (MacLeish 1987).

Eremanthus mattogrossensis Kuntze, Rev. Gen. Pl. 3(2): 145. 1898.

Árvore 1,2–3 m alt.; ramos cilíndricos, costados, canescentes. Folhas simples, alternas, pecíolo 3–10 mm, limbo 20–125 × 9–40 mm, coriáceo, oval-lanceolado a oblongo; ápice agudo a obtuso, margens inteiras, base aguda; face adaxial glandulosa, face abaxial lepidota. Capítulos discóides, sésseis, coniventes pela pubescência formando glomérulos em corimbos nos ramos, glomérulos 5–15 mm compr., 10–20 mm diâm.; invólucro cilíndrico, 2,5–3 mm compr., 2–3 mm diâm.; bráteas involucrais persistentes, 4-seriadas, 2–2,5 × 0,5 mm, lanceoladas a lineares, ápice estrigoso, margens ciliadas; receptáculo plano, epaleáceo, glabro. Flor 1, púrpura, monóclina, corola tubulosa, 3 mm compr., 1,5 mm diâm., glabra ou glandulosa, internamente glabra, lobos 4 × 0,8 mm; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, pilosos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela turbinada, 1 mm compr., 1 mm diâm., serícea; papilho cerdoso, 3-seriado, 4–5 mm, cerdas achatadas.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 4.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 928* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1277* (BHCB); estrada para Céu Cavalo, 27.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 77* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, bot., *R. Arruda et al. 33* (HUFU); Macega, 29.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 164* (HUFU); Trilha dos Primatas, 18.V.2002, fl., *R. Arruda et al. 42* (HUFU).

Espécie com distribuição ampla na região oeste do Planalto Central. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

E. mattogrossensis é uma espécie que está entre *E. goyazensis* e *E. rondoniensis* MacLeish & Schumacher, possuindo distribuição e morfologia intermediária entre essas duas espécies (MacLeish 1987).

Eupatorium amygdalinum Lam., Encyc. 2(2): 408. 1788.

Subarbusto 0,5–1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, híspidos, glandulosos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 7–97 × 2–21 mm, lanceolado; ápice agudo a arredondado, margens serreadas, base aguda a atenuada; ambas as faces estrigoso-tomentosas, glandulosas. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 5–7 mm compr., 4–5,5 mm diâm.; brácteas involucrais 25–40, persistentes, 4–5-seriadas, 2,5–5 × 0,5–0,8 mm, linear-lanceoladas, vináceas, ápice acuminado, glanduloso, tomentoso, margens ciliadas, glabras; receptáculo plano, glabro. Flores púrpura-avermelhada, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5,5 mm compr., 0,5 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,5 × 0,2 mm; anteras com apêndice apical agudo, base obtusa; ramos do estilete longos, filiformes, pilosos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela prismática, 1–1,2 mm compr., 0,3 mm diâm., glabra, 5-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, alvo, frágil, 4–5 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 1.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 61* (HUFU); Céu Cavalo, 24.V.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1307* (BHCB); 2.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 156* (HUFU); 22.VIII.2003, fl., *S. Mendes et al. 1031* (HUFU); estrada para Mata da Aparecida, 24.VIII.2002, fl., *S. Mendes et al. 286* (HUFU); Jerônimo, 2.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 102* (HUFU); Macega, 22.VIII.2003, fl., *S. Mendes et al. 1008* (HUFU); 27.IX.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 726* (HUFU).

Espécie com distribuição ampla nas Américas Central e do Sul. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

E. amygdalinum pode ser reconhecida pelas flores púrpura-avermelhadas, ramos do estilete filiformes e papilho alvo, com cerdas frágeis. Esta espécie pode ser confundida com espécies do gênero *Vernonia* Schreb. 's.l.', mas suas características florais são distintas, como por exemplo possui as ceras do papilho dispostas em uma única série (vs. 2 séries e, *Vernonia* 's. l.'.

Eupatorium calamocephalum Hieron., Bot. Jahrb. Syst. 22: 761. 1897.

Subarbusto 0,8 m alt.; ramos cilíndricos, costados, tomentosos, glandulosos. Folhas simples, opostas, sésseis ou subsésseis, limbo 15–75 × 5–17 mm, lanceolado a ovado; ápice

agudo, margens serreadas, base aguda a atenuada; ambas as faces tomentosas, glandulosas. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro cilíndrico, 7–10 mm compr., 6–7 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 55, 6–7-seriadas, séries internas caducas, série externa mais curta que as demais, 25–95 × 1–1,7 mm larg., ovadas a linear-lanceoladas, glabras, margens inteiras, glabras, todas as brácteas involucrais alvas; receptáculo convexo, glabro. Flores ca. 23, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 6 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,5 × 0,2 mm, papilosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete longos, pilosos, ápice arredondado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela prismática, 3–3,5 mm compr., 1,5 mm diâm., glabra, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 5,5–6,5 mm.

Material examinado: 27.VI.2002, bot. e fl., *S. Mendes et al. 95* (HUFU).

Espécie que possui distribuição no Brasil (Goiás, Mato Grosso e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Esta espécie é muito semelhante a *E. horminoides* (DC.) Baker, porém se diferencia desta por apresentar brácteas involucrais alvas, enquanto *E. horminoides* possui as brácteas involucrais internas violetas.

Eupatorium capillare Baker, Fl. bras. 6(2): 341. 1876.

Erva 0,3–0,5 m alt.; ramos cilíndricos, glabros. Folhas simples, opostas, com gemas axilares desenvolvidas, dando aspecto fasciculado, sésseis, 9–22 × 0,4–0,8 mm, filiformes; ápice agudo, margens ciliadas, base aguda; ambas as faces glabras. Capítulos discóides, pedunculados, em ramos candelabriformes; invólucro campanulado, 5–7 mm compr., 3–5 mm diâm.; brácteas involucrais 16–23, caducas, esverdeadas, 4-seriadas, 2–6 × 1–1,5 mm, oval-lanceoladas, ápice agudo, margens serreadas, glabras, estriadas; receptáculo cônico, glabro. Flores ca. 28, lilás, monóclina, corola tubulosa, tubo 3 mm compr., 0,4 mm diâm., glanduloso, internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 1–1,5 × 0,5–0,8 mm, estrigosos; anteras com apêndice apical acuminado, base obtusa; ramos do estilete cilíndricos, pilosos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, ápice acuminado. Cipsela fusiforme, lateralmente comprimida, 1–1,5 mm compr., 0,3 mm diâm., glabra, 4-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 4 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 740* (HUFU); 1.V.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 990* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1522* (BHCB); estrada para Céu Cavalo, 17.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 79* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl., *R. Arruda et al. 15* (HUFU); Jerônimo, 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 885* (HUFU).

Espécie de distribuição conhecida até então para o Brasil (Distrito Federal, Goiás, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

Esta espécie é facilmente reconhecida pelas suas folhas filiformes, verticiladas, capítulos em eixos candelabriformes, corola zigomorfa, lobos estrigosos e cipsela glabra.

Eupatorium catarium Veldk., Gard. Bull. Singapore 51(1): 121. 1999.

Eupatorium clematideum Less. *ex* Baker, Fl. bras. 6(2): 256. 1876.

Subarbusto ca. 0,5 m alt.; ramos estriados, setosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 4–15 mm, limbo 12–50 × 5–35 mm, ovado; ápice agudo, margens serreadas, base obtusa; ambas as faces esparso-setosas. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 6–7 mm compr., 3,5–7 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 20, caducas, 3-seriadas, 2,5–6 × 1–1,2 mm, ovadas a oblanceoladas, esverdeadas, glabras, ápice acuminado a obtuso, margens inteiras; receptáculo cônico, glabro. Flores alvas, monóclinas, ca. 50, corola tubulosa, tubo 2,5–3,5 mm compr., 0,6 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,5 × 0,5 mm, estrigosos; anteras com apêndice apical oblongo, base obtusa; ramos do estilete longos,

papilosos, ápice arredondado, espessado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 2 mm compr., 0,9 mm diâm., estrigosa, 3–4-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 4 mm.

Material examinado: mata do Alaor, 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 297* (HUFU).

Espécie de distribuição sulamericana, nos países da Guianas, Peru, Venezuela e Brasil (Bahia, Ceará, Goiás, Maranhão, Mato Grosso, Minas Gerais, Pará, Piauí e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em borda de mata semidecídua.

Eupatorium catarium é facilmente reconhecida pelas folhas ovadas, esparso-setosas, capítulos em corimbos, brácteas involucrais caducas, receptáculo cônico e cipsela estrigosa com costas ciliadas. De acordo com Veldkamp (1999), a combinação *E. clematideum* Less. *ex* Baker não é aplicável para esta espécie.

Eupatorium consanguineum DC., Prodr. 5: 166. 1836.

Erva volúvel, ramos cilíndricos, costados, estrigosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 3–29 mm, limbo 12–80 × 9–63 mm, cordado-ovadas; ápice acuminado, margens serreadas, base cordada; face adaxial estrigosa, face abaxial tomentosa. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 4–5 mm compr., 5–7 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 16, persistentes, 3-seriadas, 2,5–6 × 0,6–0,9 mm, lanceoladas, esverdeadas, margens ciliadas, glabras; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 25, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3–3,5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,5–1 × 0,5 mm, estrigosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete cilíndricos, pilosos, ápice arredondado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela prismática, 2 mm compr., 0,5 mm diâm., glabra, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 3 mm.

Material examinado: estrada para Mata da Zilda: 16.V.2002, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 46* (HUFU).

Esta espécie ocorre apenas no Brasil (Rio de Janeiro a Rio Grande do Sul). Na EPDA-Galheiro ocorre em transição mata-cerrado.

Eupatorium consanguineum é reconhecida pelo seu hábito volúvel, folhas cordado-ovadas e corola glabra com lobos estrigosos.

Eupatorium cylindrocephalum Baker, Fl. bras. 6(2): 283. 1876.

Subarbusto 0,8–1,5 m alt.; caule ramificado, ramos cilíndricos, costados, híspidos ou estrigosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 3–4 mm, limbo 9–60 × 4–35 mm, elíptico a oval-lanceolado; ápice agudo a obtuso, margens serreadas ou crenadas, base obtusa; face adaxial estrigosa, glandulosa, face abaxial tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos laxos; invólucro cilíndrico, 6–10 mm compr., 2–4 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 33, caducas nas séries mais internas, 6-seriadas, séries externas gradualmente menores, 2–7 × 1–2 mm, ovadas a linear-lanceoladas, esverdeadas, ápice estrigoso, arredondado, margens ciliadas, glabras; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 20–25, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,7 × 0,5 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete espatulados, ápice arredondado, piloso, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 3–3,5 mm, glabra, 4–5-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 4,5–5 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 114* (HUFU); Céu Cavalo, 11.IV.2003, bot. e fl., *R. Arruda et al. 282* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 27* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição exclusiva para o Brasil (Bahia e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

Eupatorium cylindrocephalum é semelhante a *E. oxylepis* DC., mas se distingue desta por apresentar brácteas

involucrais glabras, ápice estrigoso, corola e cipsela glabras.

Eupatorium decumbens Baker, Fl. bras. 6(2): 344. 1876.

Erva decumbente 0,8 m alt., ramos estriados, setoso-tomentosos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 15–65 × 6–38 mm, ovado a lanceolado; ápice arredondado, margens crenadas, base aguda; face adaxial estrigosa, face abaxial setosa. Capítulos discóides, em panículas densas, terminais; invólucro campanulado, 3–5 mm compr., 3–4 mm diâm.; brácteas involucrais caducas nas séries mais internas, 3-seriadas, 3–4,5 × 1–1,5 mm, lanceoladas a oblongas, púrpuras, ápice agudo a arredondado, glabras; receptáculo plano, glabro. Flores não vistas.

Material examinado: Céu Cavalo, 6.III.2003, bot., *S. Mendes et al. 489* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição no Brasil (Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro é encontrada em cerrado.

Eupatorium decumbens é facilmente reconhecida por seu hábito decumbente e brácteas involucrais púrpuras.

Eupatorium dimorpholepis Baker, Fl. Bras. 6(2): 331. 1876.

Subarbusto 0,5–1 m alt.; ramos cilíndricos, costados estrigosos, glandulosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 2–15 mm, limbo 15–90 × 8–25 mm, ovado a lanceolado; ápice agudo a obtuso, margens serreadas, face adaxial setosa, glandulosa, base aguda; face abaxial tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro cilíndrico, 4–6 mm compr., 2–3 mm diâm., bractéolas maiores que o invólucro; brácteas involucrais 6, persistentes, 2-seriadas, 5 × 0,5 mm, linear-lanceolada, esverdeada, ápice agudo, setosa, glandulosa, série interna 4 × 1,5mm, oblonga, ápice arredondado, tomentoso, margens ciliadas, setosa, glandulosa; receptáculo plano, glabro. Flores 5, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 2,5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,3 × 0,3 mm, estrigosos, glandulosos; anteras com apêndice apical obtuso a agudo, base sagitada; ramos do estilete cilíndricos, pilosos, ápice arredondado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 1,2–1,5 mm compr., 07–0,8 mm diâm., glabra, 5-costada; papilho cerdoso, 1-seriado, 3,5 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 19.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 813* (HUFU); Céu Cavalo, 14.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 541* (HUFU); 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 487* (HUFU); 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 215* (HUFU); Jerônimo, 17.I.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 504* (HUFU); Macega, 7.III.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 692* (HUFU); 20.I.2004, bot e fl., *E. H. Amorim et al. 824* (HUFU); mata da Aparecida, 14.II.2003, bot. e fl., *R. Arruda et al 204* (HUFU); península, 19.I.2004, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 789* (HUFU).

Esta espécie ocorre somente no Brasil (Minas Gerais, Paraná e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado, cerrado rupestre e mata de galeria.

Eupatorium dimorpholepis é semelhante a *E. mollicomum* B. L. Rob. e *E. mollissimum* Sch. Bip., mas ambas distinguem-se por suas folhas tomentosas em ambas as faces, sem pontuações glandulosas.

Eupatorium extensum Gardner, London J. Bot. 6: 440. 1847.

Erva ereta, 0,5–0,8 m alt.; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 2–10 mm, limbo 22–120 × 10–58 mm, oval-lanceoladas; ápice agudo, margens denteadas, base aguda; face adaxial setosa, face abaxial setoso-tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro cilíndrico, 7–8 mm compr., 3–4,5 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 29, caducas nas séries mais internas, 4–5-seriadas, séries externas gradualmente menores, 2–7 × 1,5–2 mm, orbiculares a lineares, esverdeadas, ápice obtuso, margens ciliadas, glabras; receptáculo convexo, glabro. Flores ca. 23–25, púrpura, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4–5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,5 × 0,4 mm, papilosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do

estilete espatulados, pilosos, ápice capitado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela prismática, 3–4 mm compr., glabra, 4–5-,costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 4–4,5 mm.

Materiais examinados: divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1524* (BHCB); mata do Alaor, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 771* (HUFU); 12.III.2004, bot. e fl., *E. K. O. Hattori et al 288* (HUFU); mata da Zilda, 30.IV.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 871* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição conhecida apenas para o Brasil (Goiás e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro foi coletada em mata semidecídua.

Eupatorium extensum é muito semelhante a *E. conyzoides* Vahl., mas difere desta por possuir ramos e folhas setosos, folhas inteiras e número maior de flores.

Eupatorium gardnerianum Hieron., Bot. Jahrb. Syst. 22: 758. 1897.

Subarbusto 0,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 3 mm, limbo, 11–30 × 8–22 mm, ovado; ápice agudo a obtuso, margens serreadas, base arredondada; ambas as faces estrigosas, glandulosas. Capítulos discóides, pedunculados em corimbos; invólucro campanulado, 10–13 mm compr., 7–9 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 12, persistentes, 2-seriadas, 10–13 × 2–5 mm, oblongas, margens ciliadas, estrigosas, glandulosas, tamanhos iguais; receptáculo plano, glabro. Flores creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4–5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,5 × 0,5 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base obtusa; ramos do estilete lineares, pilosos, ápice arredondado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 3,5–5,5 mm, glandulosa, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 4 mm.

Material examinado: Macega, 11.IV.2003, bot. e fl., *R. Arruda et al. 317* (HUFU).

Esta espécie ocorre somente no Brasil (Goiás e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Eupatorium gardnerianum é reconhecida facilmente pelos ramos, folhas, pedúnculos e brácteas involucrais com indumento estrigoso.

Eupatorium horminoides Baker, Fl. bras. 6(2): 300. 1876.

Subarbusto 0,5–1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigosos, glandulosos. Folhas simples, opostas, gemas axilares desenvolvidas dando um aspecto fasciculado, pecíolo 3–5 mm, limbo 15–75 × 4–15 mm, lanceolado a oblongo; ápice agudo a obtuso, margens serreadas, base aguda; ambas as faces estrigoso-tomentosas, glandulosas. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro cilíndrico, 10–13 mm compr., 6–7 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 70, caducas nas séries mais internas, 6-seriadas, 6–10 × 2–3,5 mm, lanceoladas a oblongas, ápice agudo a obtuso, margens inteiras a serreadas, séries externas creme, internas violetas; receptáculo convexo, páleas lineares, glabras, ápice espatulado, agudo, margens ciliadas. Flores 35–55, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5–5,5 mm compr., 2 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,5–0,3 mm, papilosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete lineares, achatados, pilosos, ápice agudo, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 3,5–4 mm compr., glabra, 5-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 5 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 11.IV.2003, bot., *S. Mendes et al. 581* (HUFU); 9.V.2003, bot. e fl., *S. Mendes et al. 743* (HUFU); 1.V.2004, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 988* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, bot., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1523* (BHCB); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 4* (HUFU); Jerônimo, 10.V.2003, bot. e fl., *S. Mendes et al. 883* (HUFU); Macega, 18.V.2002, bot. e fl., *R. Arruda et al. 54* (HUFU); 11.IV.2003, bot. e fl., *R. Arruda et al. 332* (HUFU); 10.V.2003, bot. e fl., *S. Mendes et al. 865* (HUFU); península, 1.V.2004, bot., *E. H. Amorim et al. 943* (HUFU).

Espécie distribuída no Brasil (Bahia, Goiás, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro é encontrada em cerrado e cerrado rupestre.

Eupatorium horminoides é facilmente reconhecida pelo seu grande capítulo com invólucro cilíndrico com as brácteas involucrais internas violetas.

Eupatorium kleinioides Kunth, Nov. Gen. Sp. Pl. 4: 94. 1818.

Erva 0,3–0,6 m alt.; ramos cilíndricos, estrigosos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 15–50 × 1,5–8 mm, lanceolado a linear-lanceolado; ápice agudo a obtuso, margens denteadas, base aguda; ambas as faces estrigosas. Capítulo discóide, pedunculado, solitário; invólucro campanulado, 7–8 mm compr., 5–7 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 25, caducas, vináceas, 4-seriadas, 2,5–10 × 1–2,2 mm, lanceoladas a oblongas, ápice acuminado a obtuso, glanduloso, margens ciliadas, glabras; receptáculo cônico, glabro. Flores ca. 45–50, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4–4,5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 1 × 0,4 mm, papilosos; anteras com apêndice agudo a obtuso, base obtusa; ramos do estilete cilíndricos, pilosos, arredondados, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, lateralmente comprimida, 3–4 mm, glabra, 5-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 5–6 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 14.II.2003, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 559* (HUFU); 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 484* (HUFU); 04.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 915* (HUFU); divisa com João Alonso, 25.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1525* (BHCB); Macega, 7.III.2003, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 654* (HUFU); 11.IV.2003, fl., *S. Mendes et al. 626* (HUFU); península, 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 280* (HUFU).

Esta espécie ocorre na Colômbia, Peru, Venezuela, Bolívia e no Brasil (Espírito Santo, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

Eupatorium kleinioides é semelhante a *E. basifolium* Malme, mas difere desta por possuir ramos estrigosos, folhas lanceoladas a linear-lanceoladas ao longo do ramo e cipselas glabras, enquanto *E. basifolium* possui folhas ovadas, basais, e cipsela estrigosa.

Eupatorium laevigatum Lam., Encyc. 2(2): 408. 1788.

Subarbusto 0,5 m alt.; caule simples, ramos cilíndricos, costados, glabros. Folhas simples, opostas, pecíolo 5–13 mm, limbo 18–115 × 5–60 mm, oval-lanceolado, trinervado; ápice agudo, margens crenadas, base aguda; ambas as faces glandulosas. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos densos; invólucro cilíndrico, 8–11 mm compr., 2,5–3 mm diâm., brácteas involucrais ca. 28, caducas nas séries mais internas, 5-seriadas, séries externas gradualmente menores, 3–8,5 × 1–2 mm, ovadas a oblongas, esverdeadas, estriadas, ápice glanduloso, agudo, margens ciliadas, glabras; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 25, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5–5,5 mm compr., 1,2 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 1x1 mm, glabros; anteras com apêndice apical obtuso a emarginado, base obtusa; ramos do estilete achatados, ápice piloso, arredondado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 3,5–4 mm, glabra, 4-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 6 mm.

Material examinado: península, 1.V.2004, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 949* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição desde o México até o norte da Argentina. Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado.

Eupatorim laevigatum é facilmente reconhecida pelas folhas glabras, viscosas, trinervadas, margem crenada e capítulos em corimbos densos terminais.

Eupatorium maximiliani Schrad. ex DC., Prodr. 5: 143. 1836.

Erva ereta, 0,5–1,2 m alt.; ramos cilíndricos, costados estrigosos, glandulosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 5–35 mm, limbo 22–140 × 5–85 mm, ovado a oval-lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base acuminada; face adaxial esparso-estrigosa, face abaxial esparso-estrigosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos densos; invólucro cilíndrico, 6,5–10 mm compr., 3–5 mm diâm., brácteas involucrais ca. 37, caducas nas séries mais

internas, 5–6-seriadas, séries externas gradualmente menores, 2–8 × 1–2,5 mm, orbiculares a oblongas, esverdeadas, ápice obtuso, margens denteadas, ciliadas na porção apical, glabras; receptáculo convexo, glabro. Flores 25–40, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5–5,5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 1 × 0,4 mm, papilosos; anteras com apêndice apical obtuso, base aguda a obtusa; ramos do estilete lineares, achatados, pilosos, ápice agudo, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela prismática, 4,5–5,5 mm, glabra, 5-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 4,5–6 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 746* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 26* (HUFU); estrada para mata da Zilda, 17.V.2002, fl., *S. Mendes et al. 7* (HUFU); mata da Zilda, 17.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 77* (HUFU); 13.VI.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 701* (HUFU); Trilha dos Primatas, 10.V.2003, bot. e fl., *S. Mendes et al. 907* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição desde o México, até a América do Sul, passando por Cuba, Guianas, Peru, Argentina e Brasil (Bahia, Goiás, Minas Gerais, Pará, Piauí, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado, cerrado rupestre, mata semidecídua e borda de mata semidecídua.

Eupatorium maximiliani é reconhecida pelas suas folhas esparso-estrigosas, margem serreada, capítulos em corimbos densos.

Eupatorium pandurifolium Baker, Fl. bras. 6(2): 310. 1876.

Subarbusto 0,4–1 m alt.; ramos costados, estrigosos, afilos no ápice. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 30–100 × 8–45 mm, panduriforme; ápice agudo, margens serreadas, base amplexicaule; ambas as faces setosas, face abaxial glanduloso-pontuada. Capítulos discóides, curto-pedunculados a sésseis, em escapo longo, em corimbos; invólucro campanulado, 5–6 mm compr., 6mm diâm.; brácteas involucrais ca. 23, persistentes, 3-seriadas, 4,5–5,5 × 1–1,5 mm, lanceoladas, esverdeadas, estrigosas, estriadas, ápice agudo, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores 20–30, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4–5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 1–0,6 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical arredondado, base obtusa; ramos do estilete pilosos, arredondados, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela prismática, 1,5–3 mm, glandulosa, 5-costada, costas glabras; papilho cerdoso, 1-seriado, 4–5 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 22.XI.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1297* (BHCB); 26.X.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 237* (HUFU). 20.XII.2002, bot. e fl., *S. Mendes et al. 396* (HUFU).

Espécie de distribuição conhecida apenas para o estado de Minas Gerais. Na Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro ocorre em cerrado.

Eupatorium pandurifolium possui hábito escaposo semelhante a *E. amphidyctium* DC., *E. pumilum* (Gardner) B. L. Rob. e *E. decipiens* Baker, e no entanto é facilmente distinta destas por seu caule áfilo somente no ápice, folhas panduriformes, face abaxial glanduloso-pontuado, nervuras reticuladas, invólucro campanulado, brácteas involucrais lanceoladas.

Eupatorium spathulatum Hook. & Arn., Companion Bot. Mag. 1: 242. 1835.

Subarbusto 1,2 m alt.; ramos cilíndricos, costados, incano-tomentosos. Folhas simples, alternas espiraladas, sésseis, limbo 12–40 × 1–3 mm, linear-lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base aguda; ambas as faces canescentes. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 4–5 mm compr., 2–3 mm diâm.; brácteas involucrais 8, persistentes, 2-seriadas, 2,5–5 × 0,8–1,5 mm, lanceoladas a oblongas, ápice arredondado, canescentes; receptáculo levemente convexo, glabro. Flores ca. 5, púrpura, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3–3,5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 1 × 0,3 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base aguda; ramos do estilete cilíndricos, pilosos, arredondados, sem pilosidade abaixo

do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 0,7–1 mm, glabra, 5-costada; papilho cerdoso, 1-seriado, 3 mm.
Material examinado: península, 19.I.2004, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 767* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição no Uruguai e no Brasil (Minas Gerais até Rio Grande do Sul). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Eupatorium spathulatum é facilmente reconhecida pelas suas folhas densamente espiraladas, indumento incano nos ramos e nas folhas, capítulos longo pedunculados em corimbos terminais e com apenas 5 flores.

Eupatorium squalidum DC., Prodr. 5: 142. 1836.

Subarbusto 1–1,1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigoso-tomentosos. Folhas simples, opostas, gemas axilares desenvolvidas dando um aspecto fasciculado, pecíolo 2–5 mm, limbo 12–45 × 7–20 mm, ovado a oval-lanceolado; ápice aguda a obtusa, marges serreadas, base aguda; face adaxial glandulosa, face abaxial tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em grupos de 3, formando corimbos; invólucro cilíndrico, 9–12 mm compr., 3–5 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 33, caducas nas séries mais internas, 5–7-seriadas, 2–9 × 1–2,5 mm, ovadas a lanceoladas, esverdeadas, ápice agudo a obtuso, margens ciliadas, glabras; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 23, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5 mm compr., 1–3 mm diâm., glanduloso, internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,8 × 0,5 mm, glandulosa; anteras com apêndice apical agudo, base obtusa; ramos do estilete achatados, pilosos, arredondados, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 4 mm, glabra, 5-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 6 mm.
Materiais examinados: estrada para Jerônimo, 16.V.2002, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 6* (HUFU); Macega, 11.IV.2003, bot. e fl., *R. Arruda et al. 323* (HUFU).

Espécie de distribuição conhecida até então para o Brasil (Bahia, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Paraná e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

Eupatorium squalidum é reconhecido pelo invólucro cilíndrico, capítulos em grupos de 3 formando corimbos, corola glandulosa e cipsela glabra, com costas ciliadas.

Eupatorium steviifolium DC., Prodr. 5: 158. 1836.

Erva 0,6 m alt.; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, opostas, gemas axilares desenvolvidas dando um aspecto fasciculado, pecíolo 1 mm, limbo 10–42 × 3–10 mm, lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base aguda; face adaxial esparsamente setosa, face abaxial glabra, setosa na nervura. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 3–4 mm compr., 3–4 mm diâm.; brácteas involucrais 12, persistentes, 2-seriadas, séries externas gradualmente menores, 3–4 × 0,8–1 mm, oblongas, margens ciliadas, setosas; receptáculo plano, glabro. Flores 12–15, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 1,5–2 mm compr., 0,8 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,5 × 0,2 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete cilíndricos, pilosos, arredondados, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 1 mm, glandulosa, 5-costada, costas glandulosas; papilho cerdoso, 1-seriado, 2,5 mm.
Material examinado: Jerônimo, 11.IV.2003, bot. e fl., *S. Mendes et al. 639* (HUFU).

Espécie conhecida até então para os estados de Minas Gerais e São Paulo. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Eupatorium steviifolium DC. é reconhecido pelas suas folhas lanceoladas com gemas axilares desenvolvidas dando um aspecto fasciculado, invólucro campanulado, capítulos em corimbos e cipsela glandulosa.

Eupatorium vauthierianum DC., Prodr. 5: 159. 1836.

Erva ereta 0,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 2–2,5 mm, limbo 30–120 × 10–40 mm, oval-lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base decorrente no pecíolo; ambas

as faces estrigosas. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 7–8 mm compr., 5–7 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 20, persistentes, 3-seriadas, 2–8,5 × 1–1,5 mm, série externa gradualmente menor, lanceoladas, esverdeadas, ápice agudo, margens ciliadas, glabras; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 16, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5,5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,5 × 0,5 mm, glabros; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete lineares, pilosos, arredondados, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 3,5 mm, glandulosa, 5-costada; costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 5 mm.

Material examinado: mata da Aparecida, 22.VIII.2003, fl., *S. Mendes et al. 1037* (HUFU).

Esta espécie ocorre somente no Brasil (Minas Gerais, Paraná, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em mata de galeria.

Eupatorium vauthierianum é reconhecida pelas folhas oval-lanceoladas, pecíolo com a base decorrente, folhas estrigosas e invólucro campanulado. A espécie mais semelhante é *E. vitalbae* DC., que difere principalmente pelas suas brácteas involucrais amplas, subiguais, de coloração alva a rosada.

Gochnatia floribunda Cabrera, Revista Mus. La Plata, Bot. n.s. 12(66): 125. 1971.

Arbusto, 1–2 m alt.; ramos angulosos, seríceos, pêlos simples. Folhas simples, alternas, pecíolo 6–10 mm, limbo 30–120 × 7–36 mm, lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base aguda; face adaxial glabra a glandulosa, face abaxial canescente. Capítulos discóides, pedunculados, em panículas terminais, longas; invólucro campanulado, 7 mm compr., 4 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 4-seriadas, 2–5 × 1,5–2 mm, ovadas a lanceoladas, tomentosas, margens ciliadas; receptáculo plano, epaleáceo, glabro. Flores monóclinas, creme, corola tubulosa, tubo 3–4 mm compr., 1,2 mm diâm., internamente glabro, lobos 3 × 0,3 mm; anteras de apêndice apical agudo a apiculado, base caudada; ramos do estilete arredondados, glabros. Cipsela obcônica, 2,5–3 mm compr., 0,8 mm diâm., costada, velutínea, ápice truncado; papilho cerdoso, 2-seriado, 2,5–6 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 22.VIII.2003, fl., *S. Mendes et al. 1032* (HUFU); estrada para mata do Alaor, 22.VIII.2002, fl., *S. Mendes et al. 190* (HUFU); estrada para mata da Aparecida, 25.VIII.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1275* (BHCB); Jerônimo, 2.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 104* (HUFU).

Espécie de distribuição exclusiva para o Brasil (Bahia, Goiás, Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado e cerrado rupestre.

Gochnatia floribunda é semelhante a *G. gardnerii* Cabrera, diferindo desta pelas folhas pecioladas. É também semelhante a *G. polymorpha* Cabrera e *G. oligocephala* Cabrera, mas difere destas pela panícula terminal longa.

Gochnatia paniculata (Less.) Cabrera, Notas Mus. La Plata, Bot. 15, Bot. no. 74: 43. 1950. *Spadonia paniculata* Less., Syn. Gen. Compos.: 100. 1832.

Subarbusto, 0,8–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, tomentosos, pêlos ramificados. Folhas simples, alternas, pecíolo 4–10 mm, limbo 20–120 × 7–50 mm, lanceolado a oblongo; ápice agudo, margens inteiras a denteadas, base aguda a arredondada; ambas as faces lanoso-tomentosas, pêlos ramificados. Capítulos discóides, com flores monóclinas ou ♀s, creme, sésseis, em corimbos; invólucro campanulado, 7–10 mm compr., 3–4 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 5-seriadas, 3–7 × 1,5–2 mm, ovadas a lanceoladas, tomentosas; receptáculo plano, epaleáceo, glabro. Flores monóclinas, corola tubulosa, tubo 3–4 mm compr., 0,9 mm diâm., internamente glabro, lobos 4 × 0,5 mm, glabros; anteras com apêndice apical apiculado, base caudada; ramos do estilete obtusos, glabros. Cipsela cilíndrica, 2,5–3,5 mm compr., 0,8 mm diâm., serícea; papilho cerdoso, 2-seriado, 2,5–6mm, cerdoso. Flor pistilada, corola tubulosa, tubo 3–3,5 mm, 0,8 mm diâm., internamente

glabro, lobos 4 × 0,5 mm, glabros; ramos do estilete arredondados, glabros. Cipsela cilíndrica, 2,5–3,5 mm compr., 0,8 mm diâm., serícea, ápice truncado; papilho cerdoso, 2-seriado, 2,5–5 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 120* (HUFU); Céu Cavalo, 24.V.1994, bot., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1311* (BHCB); 27.VI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 110* (HUFU); 4.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 930* (HUFU); estrada para Macega, 01.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 94* (HUFU); estrada para mata do Alaor, 22.VIII.2002, fl., *S. Mendes et al. 189* (HUFU); estrada para mata da Zilda, 17.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 53* (HUFU); 22.VIII.2002, fl., *S. Mendes et al. 229* (HUFU); Jerônimo, 2.VIII.2002, fl., *R.Arruda et al. 108* (HUFU).

Esta espécie ocorre no sudeste do Brasil (Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerradão, cerrado rupestre e mata semidecídua.

G. paniculata é semelhante a *G. polymorpha* Cabrera, mas difere por apresentar hábito subarbustivo, folhas lanceoladas a oblongas. *G. floribunda* Cabrera é outra espécie semelhante, mas possui capítulos pedunculados e brácteas involucrais glabras ou ciliadas. Segundo Cabrera (1971), *G. paniculata* é representada por capítulos com flores estaminadas ou pistiladas apenas ou monóclinas.

Gochnatia velutina (Bong.) Cabrera, Notas Mus. La Plata, Bot. 15: 44. 1950. *Moquinia velutina* Bong., Mém. Acad. Imp. Sci. Saint-Pétersbourg. Sér. 6, Sci. Match., Seconde Pt. Sci. Nat. 2: 41. 1838.

Árvore; ramos cilíndricos, costados, velutíneos. Folhas alternas, simples, pecíolo 6–10 mm, limbo 40–80 × 15–40 mm, oval-lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base arredondada; face adaxial velutínea, face abaxial velutíneo-tomentosa. Capítulos disciformes, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 4 mm compr., 3 mm diâm., brácteas involucrais 3–4-seriadas, 1,5–5 × 0,8–1,5 mm, ovadas a linear-lanceoladas, setosas, ápice acuminado, margens ciliadas; receptáculo plano, epaleáceo, glabro. Flores monóclinas 15, creme, corola tubulosa, tubo 5 mm, internamente glabro, lobos linear-lanceolados, glabros, revolutos; anteras com apêndice apical obtuso, base caudada, laciniada; ramos do estilete arredondados, glabros. Cipsela fusiforme, 2 mm compr., setosa; papilho cerdoso, 2-seriado, até 6 mm. Flores pistiladas 3, corola tubulosa, tubo 4,5 mm compr., internamente glabro, lobos não revolutos; estaminódios presentes; ramos do estilete arredondados, glabros. Cipsela fusiforme, setosa, 1,5 mm; papilho cerdoso, 2-seriado, até 4 mm.

Material examinado: estrada para mata do Alaor, 26.IX.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1314* (BHCB).

Espécie de ocorrência apenas no Brasil (Minas Gerais, Paraná e São Paulo), na EPDA-Galheiro ocorre em mata semidecídua.

G. velutina difere das demais espécies de *Gochnatia* na EPDA-Galheiro pelo indumento velutíneo dos ramos e folhas, enquanto em *G. paniculata* o indumento da folha é lanoso-tomentosa, e em *G. floribunda* o indumento da face abaxial é canescente.

Ichthyothere mollis Baker, Fl. bras. 6(3): 156. 1884.

Subarbusto 0,8–1 m alt.; ramos costados, estrigosos ou híspidos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 30–110 × 12–52 mm, lanceolado; ápice agudo, margens denteadas, base arredondada; ambas as faces glabros ou estrigosos. Capítulo disciforme, séssil, em glomérulos de 3 capítulos; invólucro globoso, 6–8 mm compr., 9 mm diâm.; brácteas involucrais 2-seriadas, internas conduplicadas envolvendo as cipselas do raio, 6–7 × 4–8 mm, orbiculares, margens denteadas; receptáculo cônico, páleas escamiformes, 4–6 × 3–4 mm, ápice agudo, margens denteadas. Flores do raio pistiladas 2, alvas, corola com tubo reduzido, 1,7 mm compr., 0,4 mm diâm., setoso, internamente glabro, limbo 4–5-dentado; ramos do estilete pilosos, ápice truncado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela 2,5–5 mm compr., 4 mm diâm., glabra, costada, reticulada; papilho ausente. Flores do disco funcionalmente estaminadas, alvas, corola tubulosa, tubo 3,5–4,5 mm compr., 1,8 mm diâm., internamente

glabro, lobos 0,5 × 0,5 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos estilete agudos, pilosos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 1–1,5 mm compr., 0,8–1 mm diâm, costada, reticulada, glabra; papilho ausente.
Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 20.XII.2002, fl. e fr., *S. Mendes et al. 366* (HUFU); Macega, 15.II.2003, fl. e fr., *R. Arruda et al. 239* (HUFU); 5.XII.2003, fl. e fr., *E. K. O. Hattori et al. 99* (HUFU).

Esta espécie ocorre no Brasil (Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro é encontrada em cerrado.

I. mollis é muito semelhante a *I. rufa* Gardner e *I. latifolia* (Benth.) Gardner, mas *I. rufa* possui caule híspido, folhas híspidas sem pontuações glandulosas e brácteas involucrais glabras, e *I. latifolia* é uma planta com ramos, folhas e brácteas involucrais totalmente glabros.

Mikania cynanchifolia Hook. & Arn. *ex* Baker, Fl. bras. 6(2): 249. 1876.

Planta volúvel 0,5 m alt.; ramos angulosos, costados, glabros. Folhas simples, opostas, pecíolo 10–12 mm, limbo 16–36 × 11–40 mm, cordado; ápice acuminado, margens serreadas, base cordada; face adaxial estrigosa, face abaxial estrigosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro cilíndrico, 3–4 mm compr., 1,5 mm diâm.; brácteas involucrais 4, 1-seriadas, 3–4 × 0,7–1 mm, oblongas, glabras, ápice acuminado, ciliado. Flores 4, creme, monóclinas, corola tublulosa, tubo 2,5 mm compr. 1 mm diam, glanduloso, internamente glabro, fauce campanulada, lobos 0,5 × 0,5 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base obtusa; ramos do estilete lineares, papilosos, agudos. Cipsela fusiforme, 2 mm compr., 0,2 mm diâm., glandulosa; papilho cerdoso, 1-seriado, 3 mm.
Material examinado: Jerônimo, 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 363* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição desde o México até a Argentina, Paraguai e Uruguai. No Brasil ocorre nas regiões sudeste e sul. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Esta espécie é próxima a *M. trachypleura* B. L. Rob., mas se distingue pelas cipselas não escabras nas costas.

Mikania divaricata Gardner, London J. Bot. 5: 488. 1846.

Planta volúvel, ramos cilíndricos, costados, híspidos. Folhas simples, opostas, pecíolo 5–15 mm compr., limbo 25–78 × 10–34 mm, oval-lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base arredondada; face adaxial glabra, face abaxial setosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 3–4 mm compr., 2–2,5 mm diâm.; brácteas involucrais 4, 1-seriadas, 3–4 × 1–1,2 mm, oblongas, glabras, ápice arredondado, margens ciliadas. Flores 4, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3 mm compr., 0,8 mm diâm., internamente glabro, fauce campanulada, lobos 0,5 × 0,4 mm, ápice estrigoso; anteras com apêndice apical agudo, base obtusa; ramos do estilete lineares, papilosos, obtusos. Cipsela fusiforme, 1,5–2 mm compr., 0,6–0,7 mm diâm, glabra; papilho cerdoso, 1-seriado, 5 mm, cerdas com ápice espessado.
Material examinado: Céu Cavalo, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 749* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição na Guiana, Guiana Francesa, Peru e Brasil. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

M. divaricata é muito semelhante a *M. parviflora* (Aubl.) Karst., mas se diferencia desta por apresentar a corola dividida em lobos curtos, triangulares, enquanto *M. parviflora* possui lobos longos.

Mikania hirsutissima DC., Prodr. 5: 200. 1836.

Subarbusto 1–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, hirsutos. Folhas simples, opostas, pecíolo 6–16 mm, limbo 25–110 × 7–50 mm, oval-lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base arredondada a cordada; face abaxial hirsuta, face adaxial estrigoso-tomentosa. Capítulos discóides, pedunculados, em ramos tirsóides; invólucro campanulado, 5–6 mm, 2,5–3 mm diâm.; brácteas involucrais 4, 1-seriadas, linear-lanceoladas, ápice agudo, setoso. Flores

4, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 2 mm diâm., setoso, internamente glabro, fauce campanulada, lobos 0,5 × 0,5 mm, estrigosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete lineares, papilosos, agudos. Cipsela fusiforme, 3–3,5 mm compr., 0,5 mm diâm., glabra, costas ciliadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 4 mm.

Materiais examinados: casa da Aparecida, 28.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1530* (BHCB); Macega, 14.VI.2003, fl., *R. Arruda et al. 519* (HUFU); mata da Aparecida, 28.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 135* (HUFU); mata da Zilda, 13.VI.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 693* (HUFU).

Espécie de distribuição nas regiões sul, sudeste e centro-oeste do Brasil, além de ocorrer na Argentina e Paraguai. Na EPDA-Galheiro foi encontrada em mata de galeria e cerrado.

Mikania hirsutissima se assemelha a *M. eriostrepta* B. L. Rob., mas difere desta pela pilosidade hirsuta, dos ramos e dorso das folhas.

Mikania microcephala DC., Prodr. 5: 200. 1836.

Planta volúvel; ramos cilíndricos, costados, estrigosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 6–25 mm, limbo 18–85 × 5–90 mm, ovado; ápice acuminado, margens crenadas, base cordada; face adaxial estrigosa, face abaxial estrigosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em ramos tirsóides; invólucro obcônico, 2 mm compr., 1,5–2 mm diâm.; brácteas involucrais 4, 1-seriadas, 2 × 0,3–0,5 mm, oblongas, margens ciliadas, estrigosas, glandulosas. Flores 4, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 1,5 mm compr., 0,8 mm diâm., glanduloso, internamente glabro, fauce campanulada, lobos 0,2 × 0,3 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base obtusa; ramos do estilete lineares, papilosos, ápice arredondado. Cipsela fusiforme, 1,2 mm compr., 0,4 mm diâm., glandulosa; papilho cerdoso, 1-seriado, 1,5 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 134* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1269* (BHCB); Macega, 14.VI.2003, fl., *R. Arruda et al. 521* (HUFU); Trilha dos Primatas, 13.VI.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 677* (HUFU).

Esta espécie ocorre exclusivamente no Brasil (Goiás, Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado rupestre.

Mikania microcephala é muito semelhante a *M. scabrida* Baker, mas esta difere pelas folhas coriáceas, ovais, face adaxial escabra, face abaxial tomentosa, e cipselas glabras. Outra espécie semelhante é *M. campanulata* Gardner, que se distingue pelo caule tomentoso a glabrescente, folhas sagitiformes a ovais, face adaxial glanduloso pontuada, face abaxial densamente tomentosa, glandulosa, brácteas involucrais oblongo-lanceoladas.

Mikania nummularia DC., Prodr. 5: 188. 1836.

Erva ereta 0,4–1 m alt.; ramos cilíndricos, tomentosos. Folhas simples, opostas, subsésseis, limbo 6–20 × 3,5–20 mm, ovado a orbicular; ápice obtuso a arredondado, margens denteadas, base cordada a truncada, ambas as faces tomentosas. Capítulos discóides, pedunculados, em ramos tirsóides; invólucro campanulado, 2–2,5 mm compr., 1,5–2 mm diâm.; brácteas involucrais 4, 1-seriadas, 2–2,5 × 0,5–0,8 mm, oblongas, ápice arredondado, margens serreadas, tomentosas, glandulosas. Flores 4, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 1,5 mm compr., 0,6 mm diâm., internamente glabro, fauce campanulada, lobos 0,5 × 0,5 mm, tomentosos, glandulosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete lanceolados, papilosos, ápice acuminado. Cipsela obcônica, 1,5 mm compr., 0,3 mm diâm., glandulosa ou glabra; papilho cerdoso, 1-seriado, 2 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 4.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 938* (HUFU); Jerônimo, 5.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 992* (HUFU).

Esta espécie ocorre exclusivamente no Brasil (Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado.

Mikania nummularia é semelhante a *M. parvifolia* Baker, que possui a coflorescência corimbiforme, brácteas involucrais lineares, indumento híspido-tomentoso nos ramos folhas e brácteas involucrais.

Mikania pohliana Sch. Bip. *ex* Baker, Fl. bras. 6(2): 232. 1876.

Planta volúvel; ramos cillíndricos, costado, glabros atro-purpúreos. Folhas simples, opostas, pecíolo 3 mm, limbo 15–85 × 10–40 mm, oval-lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base arredondada; ambas as faces glabras. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; bractéola lanceolada, setosa, margens ciliadas, ápice agudo; invólucro campanulado, 4–5 mm compr., 2–3 mm diâm.; brácteas involucrais 4, 1-seriadas, 4–4,5 × 1–1,2 mm, oblongas, ápice obtuso, piloso, margens ciliadas, glabras. Flores 4, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, fauce campanulada, lobos 0,5 × 0,5 mm, glabros a estrigosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete lineares, cilíndricos, papilosos, ápice obtuso. Cipsela obcônica, 2 mm compr., 0,6 mm diâm., 5-costada, glabra, ápice estrigoso; papilho cerdoso, 1-seriado, 5 mm, cerdas barbeladas.
Material examinado: Jerônimo, 5.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 973* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição conhecida apenas para o Brasil (Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Mikania pohliana é reconhecida pelos ramos atro-purpúreos, folhas glabras, brácteas involucrais obtusas, pilosas no ápice.

Mikania purpurascens (Baker) R.M.King & H.Rob., Phytologia 47(2): 126. 1980. *Kanimia purpurascens* Baker, Fl. bras. 6(2): 371. 1876.

Planta volúvel; ramos cilíndricos, costados, tomentosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 2–6 mm, limbo 10–53 × 5–34 mm, ovado a cordado; ápice mucronado, margens inteiras, base arredondada a cordada; face adaxial estrigosa, face abaxial tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados em corimbos; invólucro obcônico, 5–7 mm compr., 2–3 mm diâm.; brácteas involucrais 4, 1-seriadas, 5,5–6,5 × 1 mm, lanceoladas a oblongas, tomentosas, glandulosas, ápice obtuso. Flores 4, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 3 mm diâm., setoso, internamente glabro, fauce campanulada, lobos 1,5 × 0,8 mm, ápice estrigoso; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete lineares, estrigosas, ápice agudo. Cipsela obcônica, 2,5 mm compr., 1 mm diâm., estrigosa, 10-costada, costas serreadas; papilho cerdoso, 1-seriado, 5 mm.
Materiais examinados: Céu Cavalo, 14.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 555* (HUFU); 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 449* (HUFU).

Espécie até então conhecida só para o estado de Minas Gerais. Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado e cerrado rupestre.

As espécies mais semelhantes são *M. neurocaula* DC. e *M. nummularia* DC., porém, estas se diferem de *M. purpurascens* por apresentarem receptáculo piloso, corola com tubo glabro ou glanduloso-pontuado e cipsela 5-costada.

Mikania sessilifolia DC., Prodr. 5: 188. 1836.

Subarbusto 0,4–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, tomentosos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 10–35 × 6–27 mm, orbicular a cordado; ápice obtuso a arredondado, margens inteiras a onduladas, base truncada a cordada; face adaxial estrigosa, glandulosa, face abaxial hirsuto-tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em panículas; invólucro obcônico, 2,5–3 mm compr., 1,5–2 mm diâm.; brácteas involucrais 4, 1-seriadas, 2,5–3 × 0,7–1 mm, oblongas, tomentosas, glandulosas, ápice arredondado, margens inteiras. Flores 4, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 2 mm compr., 0,8 mm diâm., glanduloso, internamente glabro, fauce campanulada, lobos 0,5 × 0,4 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete lineares, papilosos, agudos. Cipsela obcônica, 1,2 mm compr., 0,3 mm diâm., glandulosa; papilho cerdoso, 1-seriado, 2–3 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 27.VI.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 103* (HUFU); Jerônimo, 5.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 999* (HUFU).

Esta espécie apresenta distribuição exclusiva para o Brasil (Bahia, Mato Grosso, Minas Gerais, Paraná e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em mata semidecídua e cerrado rupestre.

Por ser uma espécie muito polimórfica, pode ser confundida com *M. nummularia*, mas esta possui folhas sésseis, orbiculares, e coflorescência tirsóideo-paniculiforme.

Mikania smilacina DC., Prodr. 5: 192. 1836.

Planta volúvel; ramos cilíndricos, costados, glabros. Folhas simples, opostas, pecíolo 5–15 mm, limbo 30–195 × 6–65,5 mm, oval-lanceolado; ápice acuminado, margens inteiras, base arredondada; ambas as faces glabras, reticuladas. Capítulos discóides, sésseis, em glomérulos; invólucro obcônico, 4–4,5 mm compr., 2 mm diâm., brácteas involucrais 4, 1-seriadas, 4 × 0,7–1 mm, lanceoladas, glabras, ápice obtuso, margens ciliadas. Flores 4, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 1,2 mm diâm., internamente glabro, fauce campanulada, lobos 1 × 0,6 mm, glabros, estrigosos na margem; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete lineares, planos, papilosos, arredondados. Cipsela cilíndrica, 2 mm compr., 0,4 mm diâm., glabra, 5-costada; papilho cerdoso, 1-seriado, 4–5 mm, cerdas caducas.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 135* (HUFU); Céu Cavalo, 4.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 917* (HUFU); Macega, 14.VI.2003, fl. e fr., *R. Arruda et al. 520* (HUFU).

Esta espécie apresenta distribuição apenas para o estado de Minas Gerais. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

Mikania smilacina é facilmente reconhecida pelas folhas glabras, e nervuras reticuladas conspícuas. A espécie mais semelhante é *M. laevigata* Sch. Bip. *ex* Baker, mas diferencia-se pelas folhas estrigoso tomentosas, esparso glanduloso-pontuadas, e nervuras não conspícuas.

Mikania triphylla Spreng. *ex* Baker, Fl. bras. 6(2): 263. 1876.

Subarbusto 1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, glabros. Folhas simples, verticiladas, sésseis, limbo 20–70 × 4–18 mm, lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base obtusa; ambas as faces glabras. Capítulos discóides, pedunculados, em ramos espiciformes; invólucro cilíndrico, 7–8 mm compr., 3 mm diâm.; brácteas involucrais 4, 1-seriadas, 6–7 × 1,5 mm, oblongas, estrigosas, glandulosas, ápice agudo, margem inteira. Flores 4, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4,5 mm compr., 1 mm diâm., estrigoso, glanduloso, internamente glabro, fauce campanulada, lobos 1 × 0,4 mm, glabros; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete lineares, planos, papilosos, arredondados. Cipsela cilíndrica, 2,5–3 mm compr., 0,7 mm diâm., glandulosa, 5-costada; papilho cerdoso, 1-seriado, 5–7 mm.

Material examinado: Céu Cavalo, 26.X.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 244* (HUFU).

Esta espécie ocorre apenas nos estados de Minas Gerais e São Paulo. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Mikania triphylla é facilmente reconhecida por apresentar folhas lanceoladas, verticiladas, capítulos em ramos espiciformes longo, terminais, formando uma coflorescência racemoso-paniculiforme.

Piptocarpha macropoda Baker, Fl. bras. 6(2): 123. 1873.

Árvore 15 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrelado-tomentosos, canescentes. Folhas simples, alternas, pecíolo 18–27 mm, limbo 90–120 × 30–65 mm, elíptico a lanceolado; ápice obtuso a arredondado, margens inteiras, base aguda; face abaxial canescente. Capítulos discóides, sésseis, em corimbos densos, axilares; invólucro campanulado, 10 mm compr., 6–7 mm diâm.; brácteas involucrais caducas, 6-seriadas, 1–7 × 1–2,5 mm, triangulares a lineares, ápice tomentoso, margens ciliadas; receptáculo convexo, epaleáceo. Flores alvas, ca. 15, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 0,7 mm diâm., internamente

glabro, lobos 2,5 × 0,4 mm, setosos, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base caudada; ramos do estilete cilíndricos, agudos, com tricomas coletores obtusos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela angulosa, 3–4 mm compr., 0,8 mm diâm, glabra; papilho cerdoso, 2-seriado, série interna 5–6 mm, série externa 1–1,5 mm.

Material examinado: Macega, 4.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 940* (HUFU) mata da Aparecida, 26.IX.1994, fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1309* (BHCB).

Esta espécie possui distribuição desde regiões costeiras até a região do planalto central do Brasil. Na Estação de Pesquisa e Desenvolvimento Ambiental Galheiro ocorre em cerrado.

P. macropoda é reconhecida pelas folhas longo pecioladas e capítulos sésseis em corimbos densos, axilares.

Piptocarpha rotundifolia Baker, Fl. bras. 6(2): 125. 1873.

Árvore 0,8–3,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrelado-tomentosos, canescentes. Folhas simples, alternas, pecíolo 10–15 mm, limbo 30–100 × 11–60 mm, elíptico a oval-lanceolado; ápice obtuso a arredondado, margens inteiras, base obtusa; face adaxial com nervura central tomentosa, face abaxial incana. Capítulos discóides, subsésseis, em panículas axilares; invólucro cilíndrico, 6–9 mm compr., 3 mm diâm.; brácteas involucrais caducas, 6-seriadas, 1,5–8 × 1,5–3,5 mm, orbiculares a lanceoladas, ápice setoso, glanduloso, margens ciliadas até a porção mediana; receptáculo cônico, epaleáceo, glabro. Flores 4–5, alvas, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 4 × 0,5 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base caudada; ramos do estilete cilíndricos, agudos, com tricomas coletores obtusos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obcônica, 3–3,5 mm compr., 1,5 mm diâm., glabra; papilho cerdoso, 2-seriado, série interna 3,5–4,5 mm, série externa 0,8–1 mm.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 20.XII.2002, fl., *S. Mendes et al. 375* (HUFU); Céu Cavalo, 24.VI.1994, bot. e fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1310* (BHCB); 27.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 100* (HUFU); 20.XII.2002, fl., *S. Mendes et al. 397* (HUFU); 6.XII.2003, fl., *E. K. O. Hattori et al. 167* (HUFU); estrada para Céu Cavalo, 17.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 80* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl., *R. Arruda et al. 28* (HUFU); Macega, 7.III.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 675* (HUFU).

Esta espécie se distribui pelo planalto central do Brasil. Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado e cerrado rupestre.

P. rotundifolia é facilmente reconhecida pelas suas folhas elípticas a oval-lanceoladas e capítulos com 4–5 flores. Smith (1984) reconhece duas subespécies com base no formato do limbo foliar, distinguindo *P. rotundifolia* subsp. *rotundifolia* por possuir folhas rotundas, e *P. rotundifolia* subsp. *hatschbachii* por possuir folhas elípticas. Porém, como ambas as características podem ocorrer em um único indivíduo, não é realmente possível distinguir estes dois táxons.

Porophyllum ruderale Cass., Dict. Sci. Nat. 43: 56. 1826.

Erva 0,6 m alt.; ramos angulosos, glabros. Folhas simples, opostas, pecíolo 8–18 mm, limbo 12–35 × 7–17 mm, ovado; ápice arredondado, margens crenadas, com glândulas translúcidas, base aguda; ambas as faces glabras. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro cilíndrico, 19 mm compr., 5–7 mm diâm.; brácteas involucrais 1-seriadas, unidas, 19 × 2,5 mm, lanceoladas, glabras, ápice obtuso, margens inteiras, glândulas translúcidas, filiformes; receptáculo plano, alveolado, glabro. Flores vermelhas, monóclinas, corola filiforme, tubo 12 mm compr., 0,2 mm diâm., internamente glabro, lobos 1,5 × 0,2 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete lineares, planos, papilosos, ápice obtuso, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela cilíndrica, setosa, 8–8,5 mm compr., 0,4 mm diâm., ápice truncado; papilho cerdoso, 1-seriado, 10–11,5 mm.

Material examinado: mata da Zilda, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 789* (HUFU).

Espécie de distribuição tropical, desde a Costa Rica até o norte da Argentina, sul do Peru e Brasil. Na EPDA-Galheiro em mata semidecídua.

Porophyllum ruderale Cass. é facilmente reconhecida pelas folhas glabras, cipsela cilíndrica, glabra, e mais curta que o papilho.

Pseudobrickellia brasiliensis (Spreng.) R.M.King & H.Rob., Phytologia 24(2): 75. 1972. *Eupatorium brasiliense* Spreng., Syst. veg. (ed. 16) 3: 417. 1826.

Subarbusto 1,3 m alt.; ramos cilíndricos, costados, glabros. Folhas simples, alternas, densamente espiraladas, sésseis, limbo 9–21 × 0,5 mm, linear; ápice agudo, margens ciliadas, base obtusa; ambas as faces glabras. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 4–6 mm compr., 1,5–3 mm diâm.; brácteas involucrais 13, 4-seriadas, 2–6 × 1–1,5 mm, lanceoladas, ápice agudo, margens inteiras, glabras; receptáculo plano, epaleáceo, glabro. Flores 5, creme, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4–4,5 mm compr., 1,2 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 1 × 0,4 mm, glabros; anteras com apêndice apical obtuso, base obtusa; ramos do estilete clavelados, curto-papilosos, ápice arredondado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela cilíndrica, 2,5–3 mm compr., 0,9 mm diâm., setosa, 10-costada, costas ciliadas; papilho cerdoso, 2-seriado, série interna 5 mm, série externa 1,2 mm.

Material examinado: estrada para mata da Aparecida, 23.VIII.2002, fl., *S. Mendes et al. 237* (HUFU).

Esta espécie ocorre no Brasil (Bahia, Distrito Federal, Goiás, Minas Gerais e Pernambuco e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Esta espécie é muito semelhante a *P. angustissima* R.M.King & H.Rob., mas esta possui folhas filiformes e brácteas involucrais escariosas.

Pterocaulon alopecuroides DC., Prodr. 5: 454. 1836.

Erva, 0,6 m alt.; ramos cilíndricos, alados, canescentes. Folhas sésseis, limbo 15–40 × 8–20 mm, oval-lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base decorrentes no ramo; face adaxial glabra, face abaxial canescente. Capítulos disciformes, sésseis, em espigas alongadas, congestas na porção terminal, interrrompidas na porção inferior; invólucro campanulado, 5–7 mm compr., 4 mm diâm.; brácteas involucrais escariosas, 4–5-seriadas, oval-lanceoladas a linear-lanceoladas, lanosas, ápice acuminado, glabro, margens inteiras; receptáculo plano, glabro. Flores marginais ♀s, creme, em várias séries, corola filiforme com tubo 4 mm compr., 0,1 mm diâm., internamente glabro, ápice 3-dentado, glabro; ramos do estilete obtusos, glabros, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 1 mm compr., 0,2 mm diâm., costada, setosa; papilho cerdoso, 1-seriado, 7 mm, cerdas finas. Flores centrais 2–3, pistiladas por aborto do gineceu, creme, corola tubulosa, tubo 2,5 mm compr., 0,6 mm diâm, internamente glabro, lobos 0,7 × 0,4 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical arredondado, base sagitada; ramos do estilete lanceolados, estrigosos, ápice obtuso. Cipsela abortiva, 1 mm, serícea; papilho cerdoso, 1-seriado, 6 mm.

Material examinado: estrada para Mata da Zilda, 17.XII.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1308* (BHCB).

Material adicional examinado: DISTRITO FEDERAL: área do Cristo Redentor, 15.II.1990, fl., *M. Aparecida da Silva & D. Alvarenga 949* (IBGE, RB, US).

P. alopecuroides é uma espécie que possui distribuição desde a América Central até a Argentina e no Brasil: (Amapá, Bahia, Distrito Federal, Goiás, Minas Gerais, Paraíba, Paraná, Rio Grande do Sul, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em mata semidecídua.

P. alopecuroides difere de *P. rugosum* por apresentar a face adaxial da folha glabra e capítulos em espigas alongadas, enquanto *P. rugosum* apresenta face adaxial da folha lanuginosa e capítulos em espigas globosas.

Pterocaulon rugosum (Vahl.) Malme, Kongl. Svenksa Vetensk.-Akad. Handl. 27(2): 16. 1901. *Conyza rugosa* Vahl., Symb. bot. 1: 71. 1790.

Erva 0,5 m alt.; ramos alados, canescentes. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 30–70 × 9–32 mm, oval-lanceolado a oblongo; ápice agudo, margens denteadas, base decorrente no ramo; face adaxial lanuginosa, face abaxial canescente. Capítulos disciformes, sésseis, em espigas globosas ou ovóides, terminais; invólucro campanulado, 5–6 mm compr., 4 mm diâm.; brácteas involucrais escariosas, persistentes, 5-seriadas, série externa 2,5 × 1 mm, oval-lanceolada, ápice mucronado, velutínea, glandulosa, série interna 7,5 × 0,8 mm, linear-lanceolada, glabra, margens inteiras. Flores marginais ♀s, creme, corola filiforme, tubo 7–9 mm compr., internamente glabro, ápice 3-dentado; ramos do estilete obtusos, glabros, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 1,5 mm compr., 0,4 mm diâm., costada, pilosa, glandulosa; papilho cerdoso, 2-seriado, 11 mm. Flor central pistilada por aborto do gineceu, creme, corola tubulosa, tubo 4,5–5,5 mm compr., 0,9 mm diâm., glanduloso, internamente glabro, lobos 1 × 0,3 mm, glandulosa; anteras com apêndice apical obtusa, base obtusa; ramos do estilete lanceolados, estrigosos, ápice obtuso. Cipsela abortiva, 1 mm compr., 0,2 mm diâm.; papilho cerdoso, 1-seriado, 8 mm.

Material examinado: Céu Cavalo, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 729* (HUFU).

Material adicional examinado: DISTRITO FEDERAL: região da Palma, chapada da Contagem, 29.VII.1980, fl., *J. M. Albuquerque et al. 500* (UB).

Esta espécie ocorre na Venezuela, Colômbia, Argentina e no Brasil (Distrito Federal, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Pterocaulon rugosum é facilmente reconhecida pela disposição dos capítulos em espigas globosas ou ovóides, é muito semelhante a *P. alopecuroides*, que possui a disposição dos capítulos em espigas longas, inferiormente interrompidas.

Richterago discoidea Kuntze, Rev. gen. pl. 1: 360. 1891.

Subarbusto, ca. 0,5 m alt.; ramos costados, canescentes. Folhas simples, alternas, pecíolo até 10 mm, tomentoso, limbo 35–150 × 30–70 mm, elíptico; ápice arredondado, margens inteiras, base aguda; face adaxial glabrescente, face abaxial setoso-tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, escaposos, pedunculados, em panículas; invólucro campanulado, 5–7 mm compr., 5–6 mm diâm.; brácteas involucrais 3–4-seriadas, 1,5–4 × 1–1,5 mm, ovadas a lanceoladas, seríceo-tomentosas, ápice agudo a obtuso, margens ciliadas; receptáculo plano, alveolado, glabro. Flores do raio e do disco monóclinas 13, alvas, corola tubulosa, tubo 6 mm, internamente glabro, lobos revolutos; anteras com apêndice apical apiculado, base caudada, laciniada; ramos do estilete glabros, ápice arredondado. Cipsela turbinada, seríceo-velutínea, 2 mm; papilho cerdoso, 1-seriado, 6 mm.

Material examinado: estrada para mata do Alaor, 25.VIII.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1313* (BHCB).

Esta espécie possui distribuição apenas no Brasil (Bahia e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro foi encontrada em mata semidecídua.

R. discoidea é reconhecida pelas suas folhas rosuladas, capítulo discóide, se parecendo com algumas espécies de *Gochnatia*, porém, diferindo-se destas pelo hábito.

Riencourtia oblongifolia Gardner, London J. Bot. 7: 287. 1848.

Erva 0,3–1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 3–5 mm, limbo 16–70 × 3,5–19 mm, oblongo a lanceolado; ápice agudo a arredondado, margens levemente denteadas, base obtusa; face adaxial estrigosa, face abaxial setosa. Capítulos disciformes, sésseis, em glomérulos; invólucro cilíndrico, 6 mm compr., 3 mm diâm.; brácteas involucrais 2-seriadas, 3–6 × 2–3mm, lanceoladas, ápice estrigoso, dentado; receptáculo plano, páleas lineares, pilosas, ápice truncado. Flor pistilada 1, creme, corola tubulosa, tubo 1,8 mm compr., 0,3 mm diâm., internamente glabro, lobos 0,5

× 0,2 mm; ramos do estilete agudos, glabros, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obovóide, comprimida lateralmente, 5 mm compr., 0,2 mm diâm., serícea, sem costas; papilho ausente. Flores do disco estaminadas 5, creme, corola tubulosa, tubo 2 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 1 × 0,5 mm, vilosos; anteras com apêndice apical obtuso, base sagitada; ramos do estilete lanceolados, setosos, ápice agudo. Cipsela abortiva, ápice seríceo, sem costas; papilho ausente.
Materiais examinados: Céu Cavalo, 14.II.2003, fl., *R. Arruda et al. 202* (HUFU); 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 476* (HUFU); 5.XII.2003, fl., *E. K. O. Hattori et al. 83* (HUFU); Macega, 15.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 626* (HUFU); 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 345* (HUFU); península, 19.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 783* (HUFU); 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 196* (HUFU); Trilha dos Primatas, 20.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 854* (HUFU).

Esta espécie ocorre apenas no Brasil (Goiás e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado e cerrado rupestre.

Riencourtia oblongifolia é facilmente reconhecida pelos glomérulos com 3–5 capítulos cada um, e com 1 flor pistilada cercada por 5 flores estaminadas.

Strophopappus speciosus (Less.) R. Esteves, Bradea 6(32): 279. 1994. *Vernonia speciosa* Less., Linnaea 4: 290. 1829.

Arbusto 1–1,8 m alt.; ramos cilíndricos, costados, tomentosos. Folhas simples, alternas, sésseis, coriáceas, limbo 12–50 × 2–57 mm, orbicular a ovado; ápice obtuso a arredondado, margens inteiras, base obtusa; face adaxial glandulosa, face abaxial tomentosa. Capítulos discóides, pedunculados, em cimeiras; invólucro campanulado 12–17 mm compr., 7–10 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, escariosas, 4-seriadas, 5–17 × 2–3 mm, lanceoladas, agudas, setosas, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores 10, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 8 mm compr., 2 mm diâm., internamente glabro, lobos 8–12 × 0,9 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete cilíndricos, agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela turbinada, 8–10-costada, 2 mm compr., 1,5 mm diâm., vilosa; papilho cerdoso, 3-seriado, 7–11 mm, cerdas planas, ápice agudo, tamanhos diferentes.
Materiais examinados: Céu Cavalo, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 736* (HUFU); 4.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 927* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1274* (BHCB); estrada para Céu Cavalo, 17.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 89* (HUFU); Macega, 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 862* (HUFU); 14.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 230* (HUFU).

Esta espécie ocorre somente no Brasil (Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Strophopappus speciosus é muito semelhante a *S. ferrugineus* (Baker) R. Esteves, porém *S. ferrugineus* diferencia-se pelas folhas com indumento ferrugíneo-tomentoso, capítulos em corimbos, poucos capítulos e brácteas involucrais internas foliáceas.

Tilesia baccata (L.) Pruski, Novon 6(4): 414. 1996. *Coreopsis baccata* L., Pl. Surin.: 14. 1775.

Erva volúvel, ramos sulcados, estrigosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 7–15 mm, limbo 33–115 × 10–45 mm, oval-lanceolado; ápice acuminado, margens serreadas, base obtusa; ambas as faces estrigosas, escabras. Capítulos radiados, pedunculados, em corimbos; invólucro hemisférico, 6 mm compr., 8–12 mm diâm.; brácteas involucrais 2-seriadas, 5 × 2,5–3 mm, lanceoladas, ápice agudo, reflexo, margens ciliadas, setosas; receptáculo convexo, páleas conduplicadas, 5,5–7 × 1,5 mm, linear-lanceoladas, estrigosas. Flores do raio neutras, amarelas, corola liguliforme, tubo 1–1,5 mm compr., 0,4 mm diâm., setoso, internamente glabro, limbo 8,5–9 × 1,5–2 mm. Cipsela abortiva, 3 mm compr., 0,7–1 mm diâm., glabra; papilho carnoso, 0,5 mm. Flores do disco monóclinas, amarelas, corola tubulosa, tubo 5,5–6 mm compr., 1–1,2 mm diâm., internamente glabro, lobos 0,5 × 0,5 mm, estrigosos; anteras com apêndice apical ovado, base sagitada; ramos do estilete agudos,

reflexos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela cilíndrico-turbinada, 2,5 mm compr., 0,7 mm diâm., glabra, ápice tomentoso; papilho carnoso, 0,2 mm.

Materiais examinados: mata da Zilda, 15.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 634* (HUFU); mata próxima ao alojamento, 16.I.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 429* (HUFU); Trilha dos Primatas, 12.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 395* (HUFU).

Espécie de distribuição ampla na porção norte da América do Sul, principalmente nas Guianas, Venezuela, Bolívia e Brasil (Pruski 1997). Na EPDA-Galheiro, ocorre em mata semidecídua e mata mesófila.

Tilesia baccata é reconhecida pelos seus ramos sulcados, folhas oval-lanceoladas escabras, e cipsela das flores do disco tomentosa apenas no ápice.

Trichogonia attenuata G.M.Barroso, Archiv. Jard. Bot. Rio de Janeiro 11: 14. 1951.

Subarbusto 0,5–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigosos ou tomentosos. Folhas simples, alternas, pecíolo 10–15 mm, limbo 25–75 × 4–28 mm, lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base aguda; face adaxial estrigosa, glandulosa, face abaxial tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 5–6 mm compr., 4–6 mm diâm.; brácteas involucrais ca. 16, 2-seriadas, 5 × 1–1,5 mm, lanceoladas a linear-lanceoladas, estrigosas ou tomentosas, glandulosas; receptáculo plano. Flores ca. 30, roxas, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, fauce infundibuliforme, lobos 0,3–0,5 × 0,3 mm, papilosos; anteras com apêndice apical emarginado, base obtusa; ramos do estilete clavelados, papilosos, ápice arredondado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 5-costada, 3,5 mm compr., 0,6 mm diâm., constrição basal, glandulosa, costas ciliadas; papilho plumoso, 1-seriado, 3 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 17.I.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 493* (HUFU); 14.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 570* (HUFU); Jerônimo, 6.III.2003, fl. *S. Mendes et al. 527* (HUFU); Macega, 16.I.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 436* (HUFU); 15.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 600* (HUFU); mata da Aparecida, 14.II.2003, fl., *R. Arruda et al. 205* (HUFU); 13.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 342* (HUFU); península, 19.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 799* (HUFU); 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 191* (HUFU); Trilha dos Primatas, 7.III.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 712* (HUFU); 14.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 253* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição conhecida apenas para o estado de Minas Gerais. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado, cerrado rupestre e mata de galeria.

T. attenuata é muito semelhante a *T. laxa* Gardner, porém se distingue desta por apresentar folhas agudas, peninérvias, dentadas, margem não revoluta, e cipsela hirsuta (Barroso 1951).

Tridax procumbens L., Sp. Pl.: 900. 1753.

Erva perene 0,8 m alt., decumbente; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 5–15 mm, limbo 11–45 × 5–30 mm, hastado-elípticas; ápice obtuso, margens dentadas, base obtusa; ambas as faces setosas. Capítulos radiados, pedunculados, solitários; invólucro campanulado, 5–7 mm compr., 10–12 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 2-seriadas, 6–8 × 2–3mm, oval-lanceoladas a oblongas, setoso-tomentosas, ápice 2-dentado, agudo, margens ciliadas; receptáculo convexo, páleas escariosas, planas, lineares, glabras, ápice acuminado. Flores do raio pistiladas, creme a amarelo pálido, corola bilabiada, tubo 3,5–4 mm compr., 1 mm diâm., papiloso, híspido, internamente glabro, lobos 1–1,5 × 0,5–1,5 mm; ramos do estilete papilosos, agudos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, lateralmente comprimida, serícea. Flores do disco monóclinas, corola tubulosa, tubo 5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro; anteras com apêndice apical acuminado, base sagitada; ramos do estilete lineares, estrigosos, ápice acuminado, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 2–2,5 mm compr., 1 mm diâm., densamente sericea; papilho plumoso, 1-seriado, 6 mm.

Material examinado: cerrado próximo ao alojamento, 25.X.2002, fl., *S. Mendes et al. 336* (HUFU).

Esta espécie ocorre nos Estados Unidos, na América Central e partes da América do Sul, na Venezuela, Colômbia, Peru e Bolívia. É uma espécie invasora e não nativa no Brasil. Na EPDA-Galheiro é encontrado em cerrado.

T. procumbens é facilmente reconhecida pelo hábito procumbente, pelas flores do raio creme a amarelo pálido e cipsela densamente serícea e papilho plumoso.

Trixis divaricata (Kunth) Spreng., Syst. Nat. 3: 501. 1826. *Perdicium divaricatum* Kunth *in* Humb., Bonpl. & Kunth, Nov. Gen. Sp – 4(ed. folio): 122. 1818.

Arbusto, 1,3 m alt.; ramos cilíndricos, híspidos. Folhas sésseis, simples, alternas, limbo 12–50 × 4–15 mm, ovado a lanceolado; ápice agudo a acuminado, margens inteiras revolutas, base obtusa a arredondada; face adaxial serícea, face abaxial lanosa. Capítulos discóides, pedunculados, em dicásios; invólucro campanulado, 7–9 mm compr., 5–8 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 2-seriadas, 3–9 × 1 mm, linear-lanceoladas, glandulosas; receptáculo plano, alveolado, cerdoso. Flores 10–15, creme, monóclinas, corola bilabiada, tubo 6–6,6 mm compr., 1,2–1,5 mm diâm., piloso, internamente glabro, lobos maiores 3 × 0,5 mm, lobos menores 2 × 0,1–0,2 mm; anteras com apêndice apical agudo, base caudada; ramos do estilete com ápice truncado, papiloso, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 3,5–4 mm, glandulosa, 5-costada, constrição próxima ao ápice, ápice truncado; papilho cerdoso, 8 mm, palhete.
Material examinado: estrada para mata do Alaor, 22.VIII.2002, fl., *S. Mendes et al. 206* (HUFU).

Esta espécie ocorre na Argentina, Bolívia, Colômbia, Equador, Paraguai, Peru, Uruguai, Venezuela e Brasil. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado denso.

Trixis divaricata possui 2 subespécies segundo Katinas (1996): *T. divaricata* subsp. *discolor* (D. Don.) Katinas, com inflorescências em pseudopanículas, e *T. divaricata* subsp. *divaricata* que apresenta inflorescências em pseudopanículas pêndulas. Além disso, a primeira ocorre somente na Argentina enquanto a segunda ocorre em quase toda a América do Sul. Isto indica que o táxon em questão se trata da subespécie *divaricata* (Katinas 1996).

Trixis glutinosa D.Don, Trans. Linn. Soc. London 16: 189. 1833.

Arbusto, 0,3–0,8 m alt.; ramos cilíndricos, setosos. Folhas simples, alternas, subsésseis, limbo 13–40 × 3–10 mm, oblongo a lanceolado, glutinoso; ápice agudo, margens inteiras, base arredondada; face adaxial serícea, glandulosa, glutinosa e face abaxial serícea. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 14–15 mm compr., 7–12 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 2-seriadas, 7–15 × 1,5 mm, linear-lanceoladas, glandulosas; receptáculo plano, alveolado, cerdoso. Flores 10–20, amarelas, monóclinas, corola bilabiada, tubo 6–8 mm compr., 1 mm diâm., externamente glanduloso, internamente glabro, lobos maiores 4,5x2 mm, lobos menores 3–4 × 0,7 mm; anteras com apêndice apical agudo, base caudada; ramos do estilete com ápice truncado, papiloso, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 7–8 mm, 5-costada, glandulosa, ápice truncado; papilho cerdoso, 3-seriado, 10–11 mm, alvo.
Materiais examinados: Céu Cavalo, 2.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 155* (HUFU); 4.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 932* (HUFU); divisa com João Alonso, 25.V.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1272* (BHCB); Jerônimo, 5.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 968* (HUFU); Macega, 29.VI.2002, fl. e fr., *S. Mendes et al. 166* (HUFU).

Esta espécie ocorre somente no Brasil (Bahia, Goiás, Distrito Federal, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

Trixis glutinosa é muito semelhante a *T. vauthieri* DC., que diferencia-se pelas folhas subcoriáceas, e face abaxial alvo-tomentosa, enquanto *T. glutinosa* possui folhas glutinosas.

Vernonia barbata Less., Linnaea 4: 287. 1829.

Subarbusto 0,5–1,2 m alt.; ramos cilíndricos, costados, vilosos. Folhas sésseis, limbo 9–20 × 4–17 mm, oval-lanceolado; ápice arredondado, margens inteiras, revolutas, base cordada; face adaxial estrigosa, glandulosa, face abaxial tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides, sésseis, em glomérulos formando panículas longas; invólucro campanulado, 7–9 mm compr., 4–6 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 4-seriadas, 2,5–6 × 1–2 mm, ovadas a lanceoladas, setosas, glandulosas, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores 5–6, rosas, monóclinas, corola tubulosa, tubo 6 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 4 × 1 glanduloso, ápice setoso; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete cilíndricos, agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela obcônica, 2 mm compr., 1,2 mm diâm., serícea; papilho 2-seriado, série interna 6–7 mm, série externa 1–1,5 mm, paleácea.
Materiais examinados: Céu Cavalo, 2.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 152* (HUFU); Macega, 27.X.2002, fl. e fr., *E. H Amorim et al. 729* (HUFU).

Esta espécie ocorre exclusivamente no Brasil (Bahia, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

V. barbata é facilmente reconhecida pelos seus ramos densamente viloso, folhas sésseis, cordadas, capítulos com poucas flores (6), aglomerados ao longo dos eixos. *V. nucronifolia* DC. e *V. obtusifolia* Less. são semelhantes, mas distinguem principalmente pelas folhas glabrescentes e capítulos não aglomerados dispostos ao longo dos eixos.

Vernonia buddlejifolia Mart. *ex* DC., Prodr. 5:45. 1836.

Subarbusto 0,8 m alt.; ramos cilíndricos, canescentes. Folhas simples, rosuladas na base, alternas ao longo do ramo, sésseis, limbo 35–230 × 55 mm, lanceolado; ápice agudo, margens serrilhadas, base aguda; face adaxial setosa, face abaxial canescente. Capítulos discóides, sésseis, em cimeiras escorpióides; invólucro hemisférico, 11–15 mm compr., 12–20 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, imbricadas, 7-seriadas, 5–13 × 3–6 mm, ovadas a oblongas, glabras, ápice obtuso, setoso, margens serrilhadas; receptáculo plano, glabro. Flores 70–90, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 13 mm compr., 2,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 5 × 1 mm, glandulosos, ápice setoso; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela obcônica, 2,5–3 mm, hirsuta; papilho 2-seriado, série interna 9–10 mm, cerdosa, série externa 2 mm, paleácea.
Materiais examinados: Céu Cavalo, 14.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 545* (HUFU); 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 439* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, bot., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1306* (BHCB); Macega, 16.I.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 465* (HUFU); 15.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 618* (HUFU); 7.III.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 656* (HUFU); península, 19.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 784* (HUFU); 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 275* (HUFU); Trilha dos Primatas, 20.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 848* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição exclusiva para o Brasil (Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e Tocantins). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado e cerrado rupestre.

V. buddlejifolia é facilmente reconhecida pela inflorescência reduzida a poucos capítulos com brácteas involucrais escuras, contrastando com a face abaxial da folha canescente.

Vernonia coriacea Less., Linnaea 6: 661. 1831.

Subarbusto 1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 55–110 × 7–11 mm, linear-lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base aguda; face adaxial glabra, face abaxial puberulenta, ambas as faces verdes. Capítulos discóides, pedunculados, solitários; invólucro hemisférico, 11–17 mm compr., 12–18 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 6-seriadas, 3–12 × 2–5 mm, ovadas a oblongas, tomentosas, ápice agudo, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores 40–50, violeta, monóclinas, corola tubulosa, tubo 7 mm compr.,

1 mm diâm., internamente glabro, lobos 4 × 0,6 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela cilíndrica, glabra, 3,5–4 mm compr., 1 mm diâm.; papilho 2-seriado, série interna 8–10 mm, cerdosa, série externa 2 mm, paleácea.

Materiais examinados: Macega, 7.III.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 578* (HUFU); 14.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 231* (HUFU).

Esta espécie ocorre na Bolívia, Peru e no Brasil (Bahia, Distrito Federal, Goiás, Maranhão, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Piauí e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

V. coriacea é reconhecida pelas folhas linear-lanceoladas, e capítulos solitários.

Vernonia dura Mart. *ex* DC., Prodr. 5: 59. 1836.

Subarbusto 0,5 m alt.; ramos cilíndricos, castanhos, costados, vilosos, com pubescência grísea próxima ao ápice. Folhas simples, alternas, subsésseis, limbo 12–40 × 3–11 mm, lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, base obtusa; face adaxial setosa, face abaxial setosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em corimbos terminais; invólucro campanulado, 9–11 mm compr., 10–25 mm diâm.; brácteas involucrais persistente, imbricadas, 4-seriadas, 9–12 × 2,5–3 mm, setosas, glandulosas, ápice agudo, margens ciliadas, série interna membranácea; receptáculo plano, glabro. Flores 40–50, roxa, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5,5 mm compr., 2 mm diâm., glanduloso, internamente glabro, lobos 3,5 × 1 mm, glandulosos, com ápice setoso; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela obcônica, serícea, 3 mm compr., 1,5 mm diâm.; papilho cerdoso, 2-seriado, série interna 4 mm, série externa 1 mm.

Material examinado: península, 1.V.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 921* (HUFU).

Espécie com distribuição conhecida para o Brasil (Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado.

V. dura é facilmente reconhecida por seus ramos castanhos, pubescência grísea próxima ao ápice, brácteas involucrais internas membranáceas, lanceoladas e lobos da corola penicelados.

Vernonia elegans Gardner, London J. Bot. 6: 421. 1847.

Subarbusto 0,3–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, setosos, glandulosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 15–100 × 3–11 mm, lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, levemente revolutas, base aguda; face adaxial glabra ou aracnóide, face abaxial lanuginosa. Capítulos discóides, sésseis, solitários, ou em grupos de 2; invólucro campanulado, 5,5–7 mm compr., 4–5,5 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 5–6-seriadas, 2–7 × 1,5–2 mm, vináceas, orbiculares a oblongas, setosas, ápice obtuso, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro, alveolado. Flores 9–12, púrpura, monóclinas, corola tubulosa, tubo 6,5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, lobos 2 × 0,4 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação papilas agudas. Cipsela fusiforme, 1,5–2 mm compr., 0,7 mm diâm., setosa; papilho 2-seriado, série interna 5 mm, cerdosa, série externa 1–1,5 mm, paleácea.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 720* (HUFU); estrada para Céu Cavalo, 17.V.2002, fr., *E. H. Amorim et al. 92* (HUFU); península, 1.V.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 933* (HUFU); Trilha dos Primatas, 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 905* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição apenas para o Brasil (Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Paraná, Piauí e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado, cerrado rupestre, mata semidecídua.

Vernonia elegans é facilmente reconhecida por possuir folhas com a face adaxial glabra a levemente aracnóide e brácteas involucrais vináceas.

Vernonia ferruginea Less., Linnaea 4: 271. 1829.

Subarbusto 1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, tomentosos. Folhas simples, alternas, coriáceas, pecíolo 3–5 mm, limbo 25–95 × 8–42 mm, elíptico; ápice agudo a obtuso, margens inteiras, base aguda a obtusa; face adaxial estrigosa, glandulosa, face abaxial lanuginoso-tomentoso. Capítulos discóides, pedunculados, em cimeiras formando panículas; invólucro campanulado, 5–7 mm compr., 5–7 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, esquarrosas, 6-seriadas, 2,5 × 1–2 mm, lanceoladas, glabras, ápice agudo a acuminado, glanduloso, margens serreadas; receptáculo plano, glabro. Flores 27, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5,5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 2 × 0,5 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela cilíndrica, 2 mm compr., 0,8 mm diâm., glandulosa, costas estrigosas, pouco pronunciadas; papilho 2-seriado, série interna 6 mm, cerdosa, série externa 0,5 mm, paleácea.
Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 1.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 89* (HUFU); estrada para Macega, 1.VIII.2002, fl., *R. Arruda et al. 93* (HUFU).

Espécie de distribuição conhecida apenas para a Bolívia, Paraguai e Peru e Brasil (Bahia, Ceará, Distrito Federal, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Paraíba, Pernambuco, Piauí, São Paulo e Sergipe). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerradão.

V. ferruginea é facilmente reconhecida por suas folhas coriáceas, capítulos com cerca de 20–30 flores, brácteas involucrais esquarrosas e cipsela com costas pouco pronunciadas.

Vernonia floccosa Gardner, London J. Bot. 5: 225. 1846.

Subarbusto 1,3–1,5 m alt.; ramos angulosos, costados, canescentes. Folhas simples, alternas, pecíolo 5–10 mm, limbo 25–150 × 16–76 mm, oval-lanceolado; ápice obtuso, margens levemente serreadas a inteiras, base arredondada; face adaxial glabra, face abaxial lanuginosa, alva. Capítulos discóides, sésseis, em panículas, ramos da inflorescência velutíneos; invólucro hemisférico, 6–8 mm compr., 6–8 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, imbricadas, 5-seriadas, 3,5–7 × 2–3 mm, ovadas a oblongas, glabras, ápice obtuso, denso-lanoso, margens serrilhadas; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 20, roxa, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4,5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 2 × 1 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela cilíndrico-turbinada, 2 mm compr. 1 mm diâm., serícea; papilho 2-seriado, série interna 6 mm, cerdosa, série externa 1–1,5 mm, paleácea.
Materiais examinados: estrada para Céu Cavalo, 17.V.2002, bot. e fl., *E. H. Amorim et al. 90* (HUFU); Macega, 29.VI.2002, bot. e fl., *S. Mendes et al. 165* (HUFU).

Esta espécie ocorre no Brasil (Distrito Federal, Goiás, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

V. floccosa é facilmente reconhecida pelos ramos da inflorescência velutíneos, e ápice das brácteas involucrais densamente lanosas.

Vernonia fruticulosa Mart. *ex* DC., Prodr. 5: 53. 1836.

Arbusto 0,5–1,2 m alt.; ramos cilíndricos, costados, tomentosos. Folhas simples, alternas, pecíolo 2 mm, limbo 15–40 × 6–11 mm, lanceolado; geralmente conduplicado no ápice dos ramos; ápice agudo, margens inteiras, base aguda; face adaxial estrigosa, glandulosa, face abaxial serícea, glandulosa. Capítulos discóides, sésseis, em cimeiras escorpióides com brácteas entre os capítulos; invólucro campanulado, 9–13 mm compr., 8–10 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 5-seriadas, 1,5–8 × 1–2 mm, lanceoladas, setosas, ápice agudo, purpúreo, glanduloso, margens inteiras; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 10, roxa, monóclinas, corola tubulosa, tubo 6 mm compr., 1,3 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, lobos 4 × 0,8 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos

do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela cilíndrica, 1,5 mm compr., 1 mm diâm., setosa, glandulosa, costas ciliadas; papilho 2-seriado, série interna 7 mm, cerdosa, série externa 1,5 mm, paleácea.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 25.X.2002, fl., *S. Mendes et al. 342* (HUFU); Céu Cavalo, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 744* (HUFU); I.V.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 986* (HUFU); península, 1.V.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 944* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição apenas para o Brasil (Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

V. fruticulosa pode ser reconhecida pelas suas folhas geralmente conduplicadas dispostas no ápice dos ramos, indumento estrigoso, densamente glanduloso-pontuado, capítulos com cerca de 10 flores, corola setosa e cipsela glanduloso-pontuada.

Vernonia helophila Mart. *ex* DC., Prodr. 5: 50. 1836.

Subarbusto 0,4–1,2 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigosos ou setosos. Folhas simples, alternas, pecíolo 5–7 mm, limbo 17–80 × 4–33 mm, oval-lanceolado a elíptico; ápice agudo, margens serreadas, base aguda; face adaxial estrigosa a setosa, glandulosa, face abaxial tomentosa. Capítulos discóides, sésseis, em cimeiras escorpióides; invólucro campanulado, 6–7 mm compr., 6–7 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, esquarrosas, 4–5-seriadas, 3,5–7 × 0,1–1,8 mm, linear-lanceoladas a lanceoladas, vilosas, glandulosas, ápice acuminado, purpúreo, margens serrilhadas; receptáculo plano, glabro. Flores 20–25, roxa, monóclinas, corola tubulosa, tubo 3 mm compr., 0,9–1 mm diâm, internamente glabro, lobos 3 × 0,4 mm, glabros ou glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela fusiforme, 1–1,5 mm, serícea; papilho 2-seriado, série interna 4 mm, cerdosa, série externa 0,7 mm, paleácea.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 19.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 821* (HUFU); Céu Cavalo, 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 494* (HUFU); 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 289* (HUFU); 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 217* (HUFU); mata do Alaor, 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 225* (HUFU); 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 300* (HUFU); mata da Zilda, 30.IV.2004, fl. e fr., *E. H. Amorim et al. 862* (HUFU); península, 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 199* (HUFU); Trilha dos Primatas, 7.III.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 704* (HUFU); 14.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 245* (HUFU).

Esta espécie ocorre somente no Brasil (Mato Grosso, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado, transição mata-cerrado, borda de mata.

V. helophila é facilmente reconhecida por seu hábito subarbustivo, folhas oval-lanceoladas a elípticas e brácteas involucrais acuminadas, esquarrosas.

Vernonia herbacea (Vell.) Rusby, Mem. Torrey. Bot. Club 4: 209. 1895. *Chrysocoma herbacea* Vell., Fl. flumin.: 330. 1825.

Erva 0,5–1,2 m alt.; ramos cilíndricos, costados, velutíneos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 20–185 × 10–70 mm, elíptico a obovado; ápice agudo a arredondado, margens crenadas, base obtusa; face adaxial bulado-setosa, velutínea, face abaxial seríceo-tomentosa. Capítulos discóides, sésseis, em cimeiras escorpióides terminais em um escapo longo; invólucro campanulado, 7–8 mm compr., 5–7 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, esquarrosas, 3–4-seriadas, 3–5,5 × 0,5–1,5 mm, lanceoladas, tomentosa, glandulosa, ápice agudo, margens serrilhadas; receptáculo plano, glabro. Flores 15–25, roxa, monóclinas, corola tubulosa, tubo 6 mm compr., 1,6 mm diâm., internamente glabro, lobos 2 × 0,5 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação papilas agudas. Cipsela fusiforme, 1–1,5 mm compr., 0,7 mm diâm., tomentosa, serícea; papilho alvo, 2-seriado, série interna 5,5 mm, cerdosa, série externa 0,5 mm, paleácea.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 25.X.2002, fl., *S. Mendes et al. 341*

(HUFU); Céu Cavalo, 26.X.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 255* (HUFU); 24.XI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 380* (HUFU); estrada para mata do Alaor, 23.XI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 348* (HUFU); Jerônimo, 20.XII.2002, fl., *S. Mendes et al. 416* (HUFU); Macega, 20.IX.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 213* (HUFU); 25.X.2002, fl., *S. Mendes et al. 308* (HUFU); 27.IX.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 722* (HUFU); península, 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 198* (HUFU); 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 265* (HUFU); Trilha dos Primatas, 12.IV.2003, fl., *S. Mendes et al. 690* (HUFU).

Esta espécie ocorre no Peru, Bolívia e Brasil (Amazonas, Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, São Paulo e Tocantins). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado, cerrado rupestre.

V. herbacea é caracterizada pelas folhas elípticas a obovadas, e indumento cinereo amarronzadas. É semelhante a *V. simplex* Less., mas diferencia-se desta pelas folhas elípticas a obovadas, ápice das brácteas involucrais agudas e papilho alvo.

Vernonia lacunosa Mart. *ex* DC., Prodr. 5: 56. 1836.

Subarbusto 0,3–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, lanosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 13–45 × 4–28 mm, ovado a oval-lanceolado; ápice agudo a acuminado, margens inteiras, levemente revolutas, base arredondada; face adaxial tomentosa, lanuginosa, face abaxial lanosa, alva. Capítulos discóides, sésseis, solitários ou em grupos de 2–4 ao longo dos ramos, formando panículas; invólucro campanulado, 5–7 mm compr., 3,5–5 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, imbricadas, 4–5-seriadas, 1,5–6 × 1–2 mm, oval-lanceoladas a lanceoladas, lanuginosas, ápice agudo, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores 9–12, rosa-escuro, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, lobos 3 × 0,6 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela obcônica, 1,2–1,5 mm compr., 1 mm diâm., serícea; papilho 2-seriado, série interna 4–4,5 mm, cerdosa, série externa 1,5 mm, paleácea.

Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fr., *E. H. Amorim et al. 125* (HUFU); Céu Cavalo, 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 285* (HUFU); 09.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 721* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1305* (BHCB); estrada para Céu Cavalo, 17.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 81* (HUFU); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl., *R. Arruda et al. 30* (HUFU); Jerônimo, 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 890* (HUFU); Macega, 11.IV.2003, fl., *S. Mendes et al. 615* (HUFU); 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 836* (HUFU); 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 315* (HUFU).

Esta espécie ocorre no Brasil (Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

V. lacunosa é muito semelhante a *V. warmingiana* Baker, porém é diferente por possuir invólucro menor, com 5–7 mm compr. e com menos flores, de 9–12, enquanto *V. warmingiana* possui invólucro de 10–12 mm compr. e flores de 11–16.

Vernonia ligulifolia Mart. *ex* DC., Prodr. 5: 46. 1836.

Subarbusto 0,5–1,2 m alt.; ramos cilíndricos, costados, tomentosos, lanuginosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 18–100 × 9–23 mm, oblongo; ápice obtuso, margens inteiras, base arredondada; face adaxial glabra, nervura estrigosa, face abaxial alvo-lanosa. Capítulos discóides, sésseis, axilares; invólucro hemisférico, 9–13 mm compr., 8–10 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, imbricadas, 6-seriadas, 3,5–11 × 2,5–5 mm, ovadas a oblongas, glabras, ápice obtuso a arredondado, margens serrilhadas; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 25, púrpura, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, lobos 5 × 0,4 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela obcônica, 2–2,5 mm compr., 1 mm diâm., glabra; papilho 2-seriado, com série interna 9 mm, cerdosa, série externa 2 mm, paleácea.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 262* (HUFU); Macega, 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 315* (HUFU); 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 851* (HUFU); 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 316* (HUFU); Trilha dos Primatas, 12.IV.2003, fl., *S. Mendes et al. 683* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição conhecida para o Brasil (Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

V. ligulifolia é muito semelhante a *V. brevipetiolata* Sch. Bip. *ex* Baker, mas *V. brevipetiolata* pode ser distinguida por suas folhas com face adaxial escabra, pecíolo curto, brácteas involucrais lanceoladas, flores 20–25, e cipselas glabrescentes.

Vernonia linearis Spreng., Syst. veg. 3: 437. 1826.

Erva 0,4 m alt.; ramos costados, lanosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 30–55 × 1 mm, linear, ápice acuminado, margens inteiras, revolutas, base arredondada; face adaxial glandulosa, face abaxial lanosa. Capítulos discóides, sésseis em cimeiras escorpióides, terminais; invólucro hemisférico, 7–9 mm compr., 7–8 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, esquarrosas, 5-seriadas, 3–6,5 × 0,5–2mm, linear-lanceoladas a lanceoladas, setosas, glandulosas, série externa lanosa, ápice acuminado, margens inteiras, ciliadas. Flores 20–25, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 7–8 mm, 1,5 mm diâm., internamente glabro; anteras com apêndice apical lanceolado, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela cilíndrico-turbinada, vilosa, 2 mm compr., 0,6 mm diâm.; papilho 2-seriado, série interna 4,5 mm, cerdosa, série externa 1,5 mm, paleácea.

Material examinado: Macega, 11.IV.2003, bot. e fl., *S. Mendes et al. 606* (HUFU).

Esta espécie ocorre somente no Brasil (Bahia, Distrito Federal, Goiás, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

V. linearis é semelhante a *V. rubricaulis* Humb. & Bonpl., porém, *V. rubricaulis* é reconhecida por meio de sua inflorescência ramificada, ampla, brácteas involucrais seríceas, avermelhadas e cipsela glabra, enquanto *V. linearis* possui brácteas involucrais lanosas, esverdeadas e cipsela vilosa.

Vernonia megapotamica Spreng., Syst. 3: 437. 1826.

Erva 0,3–1,2 m alt.; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 10–65 × 3–12 mm, linear-lanceolado a lanceolado, coriáceo; ápice agudo, margens inteiras, revolutas, base truncada; face adaxial glandulosa, face abaxial alvo-lanosa. Capítulos discóides, sésseis, axilares, em grupos de até 4, formando glomérulos; invólucro cilíndrico, 6–8 mm compr., 2–3 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 4-seriadas, 3–6 × 1–1,5 mm, lanceoladas, setosas, ápice acuminado, esquarroso, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores 6, roxa, monóclinas, corola tubulosa, fendida em um ponto, tubo 5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, lobos 3 × 0,4 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela obcônica, 2 mm compr., 1 mm diâm., serícea; papilho 2-seriado, série interna 4,5 mm, cerdosa, série externa 1 mm, paleácea.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 17.I.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 478* (HUFU); 14.II.2003, fl., *R. Arruda et al. 185* (HUFU); 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 450* (HUFU); 20.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 844* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1295* (BHCB); Macega, 15.II.2003, fl. e fr., *E. H. Amorim et al. 602* (HUFU); 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 324* (HUFU); 12.III.2004, fl. e fr., *E. K. O. Hattori et al. 317* (HUFU); península, 19.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 762* (HUFU); 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 189* (HUFU); 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 264* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição apenas no Brasil (Distrito Federal, Goiás, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

V. megapotamica é facilmente reconhecida pelas suas folhas coriáceas, face abaxial alvo-

lanosa, capítulos com invólucro cilíndrico, com apenas 6 flores.

Vernonia obscura Less., Linnaea 4: 296. 1829.

Arbusto 1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, gríseo-tomentosos. Folhas simples, alternas, pecíolo 5 mm, limbo 25–110 × 4–38 mm, lanceolado, subcoriáceo; ápice agudo, margens inteiras, levemente revolutas, base aguda; face adaxial setosa, glandulosa, face abaxial gríseo-tomentosa, glandulosa. Capítulos discóides sésseis, axilares, solitários ou agrupados em 2 capítulos, formando glomérulos; invólucro campanulado, 5–8 mm compr., 4–7 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, imbricadas, 5-seriadas, 2,5–8 × 1,5–2 mm, ovadas a lanceoladas, ápice agudo a obtuso, margens ciliadas, setosas; receptáculo plano, glabro. Flores 20–25, rosa, monóclinas, corola tubulosa, tubo 5–6 mm compr., 1,7 mm diâm., internamente glabro, lobos 2 × 0,5 mm, setosos; anteras com apêndice apical agudo, base aguda; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela obcônica, 1–2 mm compr., 1 mm diâm., serícea, glandulosa; papilho 2-seriado, cerdoso, série interna caduca, 6 mm, série externa 1 mm.
Material examinado: mata da Aparecida, 12.IV.2003, fl., *S. Mendes et al. 670* (HUFU).

Espécie conhecida apenas para o Brasil (Distrito Federal, Espírito Santo, Goiás, Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em mata de galeria.

V. obscura é reconhecida facilmente pelos ramos e face abaxial da folha griseo-pubescentes.

Vernonia obtusata Less., Linnaea 6: 662. 1831.

Subarbusto 0,6–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, glabros. Folhas simples, alternas, pecíolo 2–3 mm, limbo 5–85 × 4–34 mm, oblongo a lanceolado; ápice arredondado, margens inteiras, base obtusa; ambas as faces reticuladas, glabras, glandulosas. Capítulos discóides, sésseis, agrupados em cimeiras axilares formando uma panícula; invólucro cilíndrico-campanulado, 6–8 mm compr., 4–7 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, esquarrosas, 5-seriadas, 1,5–6 × 1,5–2 mm, ovadas a lanceoladas, estrigosas, ápice glanduloso, obtuso; receptáculo plano, glabro. Flores 10, roxa, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4 mm compr., 1,3 mm diâm., internamente glabro, lobos 3 × 0,5 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela fusiforme, 2 mm compr., 1,1 mm diâm., setosa; papilho 2-seriado, série interna 4,5 mm, cerdosa, série externa 1 mm, paleácea.
Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fl. e fr., *E. H. Amorim et al. 131* (HUFU); Céu Cavalo, 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 272* (HUFU); estrada para Céu Cavalo, 17.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 91* (HUFU); Macega, 11.IV.2003, fl., *S. Mendes et al. 628* (HUFU).

Esta espécie é conhecida apenas para a América do Sul, ocorrendo na Bolívia e no Brasil (Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

V. obtusata é facilmente reconhecida pelas suas folhas oblongas a lanceoladas, glandulosas, reticuladas, invólucro cilíndrico-campanulado e capítulos com até 10 flores.

Vernonia onopordioides Baker, Fl. bras. 6(2): 36. 1873.

Subarbusto 0,6–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, híspidos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 25–75 × 12–42 mm, ovado, escabro; ápice agudo, margens inteiras a serrilhadas, levemente revolutas, base obtusa a arredondada; face adaxial glabra, face abaxial estrigosa, glandulosa. Capítulos discóides, sésseis, solitários, terminais; invólucro campanulado, 20–27 mm compr., 20–30 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, esquarrosas, 6-seriadas, 7–19 × 2–5 mm, lanceoladas, escabras, seríceas, glandulosas, ápice agudo, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores 80–100, púrpura, monóclinas, corola tubulosa, tubo 13 mm compr., 1,1 mm diâm., internamente glabro, lobos 6 × 0,3 mm, setosos; anteras com apêndice apical agudo, purpúreo, base obtusa; ramos do estilete agudos,

com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela cilíndrica, 4,5 mm, serícea; papilho 2-seriado, série interna 3–4 mm, cerdosa, série externa 0,2 mm, paléacea.
Materiais examinados: Céu Cavalo, 24.VI.1994, bot., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1271* (BHCB); 6.III.2003, bot. e fl., *S. Mendes et al. 479* (HUFU); 11.IV.2003, bot. e fl., *R. Arruda et al. 307* (HUFU); 13.II.2004, bot. e fl., *E. K. O. Hattori et al. 207* (HUFU); 13.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 327* (HUFU); estrada para mata da Zilda, 17.V.2002, bot., *S. Mendes et al. 23* (HUFU); Jerônimo, 6.III.2003, bot. e fl., *S. Mendes et al. 501* (HUFU); Macega, 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 313* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição conhecida apenas para o Brasil (Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e mata semidecídua.

V. onopordioides é facilmente reconhecida pelas folhas ovadas, estrigosas, brácteas involucrais esquarrosas, lanceoladas, escabras e corola glabra.

Vernonia polyanthes Less., Linnaea 6: 651. 1831.

Subarbusto 0,3–2 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigosos. Folhas simples, alternas, pecíolo 5–7 mm, limbo 15–110 × 6–29 mm, oblongo; ápice acuminado, margens serreadas, base aguda; face adaxial glabra, face abaxial esparsamente estrigosa, glandulosa. Capítulos discóides, pedunculados, em panículas escorpióides; invólucro campanulado, 4–6 mm compr., 3–4 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, imbricadas, 5-seriadas, 1–3,5 × 0,8–1,2 mm, ovadas, ápice arredondado, margens ciliadas, glabrescentes; receptáculo plano, glabro. Flores 15–23, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4 mm compr., 1,2 mm diâm., internamente glabro, lobos 2 × 0,4 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base aguda; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela cilíndrico-turbinada, 1 mm compr., 0,8 mm diâm., glabra, costas serreadas; papilho palhete, cerdoso, 2-seriado, série interna 3–4 mm, série externa 0,2 mm.
Materiais examinados: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fr., *E. H. Amorim et al. 115* (HUFU); 30.IV.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 890* (HUFU); Céu Cavalo, 9.V.2003, fl. e fr., *S. Mendes et al. 725* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1270* (BHCB); estrada para Jerônimo, 16.V.2002, fl. e fr., *R. Arruda et al. 11* (HUFU); estrada para mata da Zilda, 17.V.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 65* (HUFU); Jerônimo, 11.IV.2003, fl. e fr., *R. Arruda et al. 349* (HUFU); mata da Aparecida, 12.IV.2003, fl., *S. Mendes et al. 671* (HUFU); península, 1.V.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 945* (HUFU).

Esta espécie se distribui apenas no Brasil (Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado, cerrado rupestre, mata de galeria e borda de mata semidecídua.

V. polyanthes é semelhante a *V. mariana* Mart. *ex* Baker, mas esta última difere pelas suas folhas ferrugíneo tomentosa, capítulos com menos flores e cipsela setosa. Outras espécies semelhantes são *V. missionis* Gardner e *V. ruficoma* Schlechtd. *ex* Baker, ambas com folhas glabrescentes, invólucro globoso-campanulado, fortemente imbricado.

Vernonia rubriramea Mart. *ex* DC., Prodr. 5: 38. 1836.

Subarbusto 1,5 m alt.; ramos angulosos, esparsamente estrigosos. Folhas simples, alternas, pecíolo 5–7 mm, limbo 15–140 × 3–21 mm, lanceolado; ápice agudo, margens serrilhadas, base longo-atenuada; face adaxial glandulosa, face abaxial estrigoso-tomentosa. Capítulos discóides, pedunculados, em panículas; invólucro campanulado, 6 mm compr., 4–5 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, esquarrosas, 5-seriadas, 2–5 × 0,5–1,5 mm, ovadas a lanceoladas, glabras, ápice obtuso, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 20, roxa, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 2,5 × 0,4 mm, glabros; anteras com apêndice apical oval-lanceolado, base aguda; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela obcônica, 2–2,5 mm compr., 0,7 mm diâm., seríceo;

papilho palhete, 2-seriado, série interna 4,5 mm, cerdosa, série externa 1,5 mm, paleácea.
Material examinado: cerrado próximo ao alojamento, 27.VI.2002, fr., *E. H. Amorim et al. 133* (HUFU).
Material adicional examinado: MINAS GERAIS: Município de Uberlândia, reserva do Clube Caça e Pesca Itororó de Uberlândia, 3.V.1996, fl., *E. O. Lenza & A. A. A. Barbosa 423* (HUFU).

Espécie conhecida até então para os estados de Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais e São Paulo. Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado rupestre.

Vernonia rubriramea é reconhecida por suas folhas de base longo cuneada, brácteas involucrais esquarrosas, obtusas.

Vernonia ruficoma Schlechtd. *ex* Baker, Fl.bras. 6(2): 106. 1873.

Erva 0,8 m alt.; ramos estriados, glabros. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 25–155 × 7–30 mm, lanceolado, membranáceo; ápice agudo a obtuso, margens serreadas, base aguda; ambas as faces esparsamente estrigosas. Capítulos discóides, pedunculados, em cimeiras escorpióides, formando panículas laxas, terminais; invólucro campanulado, 5 mm compr., 3–5 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, imbricadas, 2,5–5,5 × 1–2 mm, ovadas a lanceoladas, ápice agudo, glabras; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 20, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4 mm compr., 1,2 mm diâm., internamente glabro; anteras com apêndice apical agudo, base aguda; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela 1 mm compr., 0,8 mm diâm., fusiforme, estrigosa; papilho alvo, 2-seriado, série interna, 5 mm, cerdosa, série externa 1 mm, paleácea.
Material examinado: Trilha dos Primatas, 12.IV.2003, bot., *R. Arruda et al. 397* (HUFU).
Material adicional examinado: SÃO PAULO: Município de Agudos, fazenda Monte Alegre, 3.V.2002, fl. e fr., *J. R. Fabricante & M. E. S. Paschoal 56* (BAUR, HUFU).

Esta espécie é conhecida para o Brasil (Goiás Mato Grosso, e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro foi coletada em mata semidecídua.

V. ruficoma é semelhante a *V. polyanthes* Less. e *V. beyrichii* Less., mas diferem por apresentar folhas lanceoladas, face abaxial estrigosas e brácteas involucrais agudas.

Vernonia scorpioides Pers., Syn. Pl. 2: 404. 1807.

Erva 0,3–0,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigosos. Folhas simples, alternas, pecíolo 5–7 mm, limbo 25–100 × 5–27 mm, lanceolado, membranáceo; ápice agudo, margens inteiras a levemente serreadas, base aguda; face adaxial setosa, face abaxial estrigosa. Capítulos discóides, sésseis, em cimeiras escorpióides terminais, sem folhas entre os capítulos; invólucro campanulado, 4–5 mm compr., 6–7 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, imbricadas, 3-seriadas, 2–4,5 × 0,8–1 mm, ápice agudo, margens ciliadas, lanceoladas, seríceas, glandulosas; receptáculo plano, glabro. Flores 17–25, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4 mm compr., 1 mm diâm., glabro ou setoso, internamente glabro, lobos 2 × 0,5 mm, setosos; anteras com apêndice apical agudo, base obtusa, calcarada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela cilíndrica, 1–1,2 mm compr., 0,4 mm diâm., setosa; papilho cerdoso, 2-seriado, série interna 3,5 mm, série externa 0,8 mm.
Materiais examinados: mata da Aparecida, 22.VIII.2003, fl., *S. Mendes et al. 1038* (HUFU); 27.IX.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 746* (HUFU); mata da Zilda, 23.VIII.2003, fl., *S. Mendes et al. 1064* (HUFU); mata próxima ao alojamento: 19.IX.2002 (fl), *E. H. Amorim et al. 193* (HUFU).

Espécie de distribuição ampla na América do Sul e também no Brasil. Na EPDA-Galheiro ocorre em mata semidecídua e mata de galeria.

V. scorpioides é facilmente reconhecida pelos capítulos dispostos em cimeiras escorpióides densas.

Vernonia simplex Less., Linnaea 4: 280. 1829.

Erva com xilopódio, 0,5–1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, híspidos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 30–95 × 3,5 mm, linear-lanceolado; ápice agudo, margens inteiras,

base aguda; face adaxial setosa, glandulosa, face abaxial velutínea. Capítulos discóides, pedunculados ou subsésseis, em corimbos terminais; invólucro estreito-campanulado, 8–11 mm compr., 7–8 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 3–4-seriadas, 7–9 × 1–2 mm, linear-lanceoladas a lanceoladas, setosas, ápice acuminado a agudo, margens ciliadas; receptáculo plano, piloso. Flores 15–25, lilás a alva, monóclinas, corola tubulosa, tubo 6,5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 4,5 × 0,5 mm, setosos no ápice; anteras com apêndice apical obtuso, base aguda; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela obcônica, 1,5 mm compr., 1 mm diâm, serícea; papilho cerdoso, 2-seriado, série interna 8–9 mm, série externa 2 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 22.XI.1994, fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1299* (BHCB); 23.XI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 307* (HUFU); 3.X.2003, fl., *E. K. O. Hattori et al. 40* (HUFU); estrada para mata da Aparecida, 23.XI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 368* (HUFU); Macega, 27.IX.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 723* (HUFU).

Esta espécie ocorre na Bolívia, Paraguai e, Brasil (Bahia, Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Paraná, Santa Catarina e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado rupestre.

V. simplex pode ser confundida com *V. desertorum* Mart. *ex* DC., mas se diferencia desta por apresentar os lobos da corola setosos, e brácteas involucrais linear-lanceoladas a lanceoladas, com ápice acuminado.

Vernonia stricta Gardner, London J. Bot. 5: 219. 1846.

Subarbusto 1–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, tomentosos, glandulosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 10–30 × 1–5 mm, linear-lanceolado a lanceolado; ápice agudo, margens inteiras, revolutas, base obtusa; face adaxial bulado-setoso, face abaxial serícea. Capítulos discóides, pedunculados, em panículas; invólucro campanulado, 6–7 mm compr., 5–7 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, esquarrosas, 5–6-seriadas, 1,5–7 × 0,1–1,5 mm, linear-lanceoladas a lanceoladas, seríceas; receptáculo plano, glabro. Flores ca. 20, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 4,5 mm compr., 1,1 mm diâm., internamente glabro, lobos 2 × 0,6 mm, setosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela fusiforme, 1 mm compr., 1 mm diâm., pilosa; papilho 2-seriado, alaranjado, série interna 5 mm, cerdosa, série externa 1 mm, paleácea.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 27.VI.2002, fl., *E. H. Amorim et al. 109* (HUFU); 4.VII.2003, fl. e fr., *S. Mendes et al. 937* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1273* (BHCB); estrada para Céu Cavalo, 27.VI.2002, fl., *S. Mendes et al. 78* (HUFU); Jerônimo, 5.VII.2003, fl., *S. Mendes et al. 982* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição apenas para o Brasil (Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro foi coletada em cerrado e cerrado rupestre.

V. stricta é semelhante a *V. schwenckiifolia* Mart. *ex* DC., mas difere por apresentar indumento tomentoso, capítulos com número menor de flores (ca. 20), e brácteas involucrais menores (1,5–7 mm), enquanto *V. schwenckiifolia* possui indumento velutíneo-tomentoso, flores ca. 40, brácteas involucrais 1,5–10mm.

Vernonia tragiifolia DC., Prodr. 5: 60. 1836.

Erva 0,2–0,4 m alt.; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 15–65 × 5–23 mm, oblongo a oblanceolado, membranáceo; ápice agudo a obtuso, margens serreadas, base aguda; face adaxial setosa, face abaxial lanuginosa. Capítulos discóides, em panículas terminais, congestas no ápice dos ramos; invólucro cilíndrico, 10–15 mm compr., 4 mm diâm.; brácteas involucrais persistentes, 3-seriadas, 8–11 × 2–2,5 mm, linear-lanceoladas a lanceoladas, setosas, ápice acuminado, purpúreo, margens ciliadas; receptáculo plano, glabro. Flores 9–10, lilás, monóclinas, corola tubulosa, tubo 6,5 mm compr., 2 mm diâm.,

fendido em um ponto, internamente glabro, lobos 3,5 × 1 mm, glabros; anteras com apêndice apical agudo, base aguda; ramos do estilete agudos, com pilosidade abaixo do ponto de bifurcação, papilas agudas. Cipsela cilíndrico-turbinada, 2 mm compr., 1 mm diâm., serícea; papilho cerdoso, 2-seriado, série interna 6 mm, série externa 1 mm.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 22.XI.1994, fl. e fr., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1296* (BHCB); 20.XII.2002, fl., *S. Mendes et al. 398* (HUFU); 6.XII.2003, fl., *E. K. O. Hattori et al. 171* (HUFU).

Esta espécie ocorre apenas no Brasil (Goiás, Minas Gerais e São Paulo). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

V. tragiifolia pode ser facilmente reconhecida pelos capítulos congestos no ápice dos ramos. É semelhante a *V. megapotamica*, mas se diferencia desta pelas folhas membranáceas, e flores com 9–10 em cada capítulo.

Viguiera bracteata Gardner, London J. Bot. 7: 404. 1848.

Erva 0,5–1,5 m alt., ramos cilíndricos, costados, glabrescentes a estrigosos. Folhas simples, alternas, inteiras, sésseis, limbo 11–155 × 1–9 mm, linear-lanceolado; ápice acuminado, margens levemente serreadas, base acuminada; face adaxial glabra, face abaxial estrigosa. Capítulos radiados, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 7–11 mm compr., 12–14 mm diâm.; brácteas involucrais esquarrosas, 3-seriadas, 3–8 × 1,5–3 mm, lanceoladas, esquarrosas, ápice agudo ou acuminado, margens ciliadas a serreadas, glabras; receptáculo plano, páleas conduplicadas, 6–9 × 1–1,5 mm, espatuladas, ápice obtuso. Flores do raio neutras, amarelas, corola liguliforme, tubo 0,7–1,5 mm compr., 0,4–0,5 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, limbo 10–17 × 1,5–3 mm, glabro, ápice 2–3-dentado. Cipsela abortiva, prismática 2–4 mm compr., 0,5–1 mm diâm., glabra, bordos ciliados; papilho aristado-paleáceo, 0,8–1,2mm, 2 aristas. Flores do disco monóclinas, amarelas, corola com tubo 3–5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 0,5–1 × 0,5–0,7 mm, estrigosos, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete curtos, pilosos, agudos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela obovóide, 3,5 mm compr. 1 mm diâm., serícea; papilho aristado-paleáceo, 1,5 mm, 2 aristas.

Materiais examinados: Céu Cavalo, 6.III.2003, fl., *S. Mendes et al. 480* (HUFU); 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 281* (HUFU); 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 742* (HUFU); Macega, 7.III.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 653* (HUFU); 11.IV.2003, fl., *R. Arruda et al. 314* (HUFU); 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 831* (HUFU); península, 12.III.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 274* (HUFU).

Espécie de distribuição conhecida apenas para o Brasil (Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso do Sul e Minas Gerais). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

V. bracteata é reconhecida pelo seu hábito ereto, invólucro campanulado, brácteas involucrais esquarrosas, papilho 2-aristado-paleáceo.

Viguiera robusta Gardner, London J. Bot. 7: 403. 1848.

Subarbusto 0,3–1,5 m alt.; ramos cilíndricos, costados, estrigosos. Folhas simples, alternas, sésseis, limbo 11–45 × 4–16 mm, ovado a oval-lanceolado; ápice agudo, margens crenadas, base arredondada; face adaxial estrigosa, face abaxial estrigosa, glandulosa. Capítulos radiados, pedunculados, em corimbos; invólucro campanulado, 10–13 mm compr., 13–20 mm diâm.; brácteas involucrais 3-seriadas, 5–8 × 1–3 mm, ovadas, estrigosas, ápice obtuso, margens ciliadas; receptáculo plano, páleas conduplicadas, 8 × 1 mm, oblongas. Flores do raio neutras, amarelas, corola liguliforme, tubo 2 mm compr., 1 mm diâm., estrigoso, internamente glabro, limbo 6–7 × 3–4 mm, glabros, ápice 2–3-dentado. Cipsela abortiva, fusiforme, 5 mm compr., 0,8 mm diâm., glabra, bordos pilosos; papilho aristado-paleáceo, 0,5–1 mm, 2 aristas. Flores do disco monóclinas, amarelas, corola tubulosa, tubo 5 mm compr., 1 mm diâm., internamente glabro, lobos 0,8 × 0,8 mm; anteras com apêndice apical agudo, base aguda; ramos do estilete agudos, pilosos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação.

Cipsela obovóide, 2,5 mm compr., 1,2 mm diâm., serícea, bordos ciliados; papilho aristado-paleáceo, 0,3–0,7 mm, 2 aristas.
Materiais examinados: Céu Cavalo, 9.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 741* (HUFU); divisa com João Alonso, 24.V.1994, fl., *E. Tameirão-Neto & M. S. Werneck 1292* (BHCB); Macega, 10.V.2003, fl., *S. Mendes et al. 845* (HUFU); península, 1.V.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 912* (HUFU).

Esta espécie ocorre somente no Brasil (Distrito Federal, Goiás, Minas Gerais, Paraná, Rio de Janeiro, São Paulo e Tocantins). Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado.

V. robusta é semelhante a *V. macrocalyx* S. F. Blake, mas *V. robusta* pode ser diferenciada pelas folhas subcoriáceas, escabras, invólucro campanulado, brácteas involucrais ovadas, estrigosas.

Wedelia puberula DC., Prodr. 5: 540. 1836.

Subarbusto 0,4–1 m alt.; ramos cilíndricos, costados, setosos. Folhas simples, opostas, sésseis, limbo 15–45 × 5–7 mm, ovado a orbicular; ápice obtuso a arredondado, margens serreadas, trinervadas, base arredondada; face adaxial escábrida, face abaxial escábrida, glandulosa. Capítulos radiados, pedúnculos estrigoso-tomentosos próxima à base do invólucro, em corimbos; invólucro campanulado, 3–7 mm compr., 5–7 mm diâm.; brácteas involucrais 2-seriadas, membranáceas, 5,5 × 2 mm, oval-lanceoladas, ápice obtuso, estrigosas, glandulosas, nervuras reticuladas; receptáculo plano, páleas conduplicadas, hialinas, 6 × 2–2,5 mm, oblongas a lanceoladas, ápice estrigoso, glanduloso, margens ciliadas, glabras. Flores do raio pistiladas, amarelas, corola liguliforme, tubo 0,8 mm compr., 0,3 mm diâm., internamente glabro, limbo 5 × 4,5–5 mm, glabro; ramos do estilete papilosos, agudos, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela cilíndrica, 2 mm compr., 1 mm diam., glabra; papilho coroniforme, 0,5 mm. Flores do disco monóclinas, amarelas, corola tubulosa, tubo 3 mm compr., 2 mm diâm., internamente glabro, lobos 1 × 0,8 mm, glandulosos; anteras com apêndice apical agudo, base sagitada; ramos do estilete agudos, pilosos. Cipsela fusiforme, 2,5 mm compr., 1 mm diâm., alada; papilho coroniforme, 0,5–0,7 mm.
Materiais examinados: Céu Cavalo, 14.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 573* (HUFU); 13.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 213* (HUFU); Trilha dos Primatas, 7.III.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 702* (HUFU); 20.I.2004, fl., *E. H. Amorim et al. 853* (HUFU); 14.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 249* (HUFU).

Esta espécie é conhecida apenas para o estado de Minas Gerais até então. Na EPDA-Galheiro é encontrada em cerrado, cerrado rupestre e transição cerrado-mata.

W. puberula é semelhante a *W. almedae* H.Rob., mas esta espécie que diferencia-se pelo indumento estrigoso-tomentoso dos ramos, folhas oblongos-elípticas, face adaxial estrigosa, glanduloso-pontuada, brácteas involucrais oblongas e corola pubérula.

Wedelia trichostephia DC., Prodr. 5: 540. 1836.

Trichostemma hispida Cass., Dict. Sci. Nat. 46: 409. 1827.

Erva escandente, 0,2 m alt.; ramos cilíndricos, costados, tomentosos. Folhas simples, opostas, pecíolo 2 mm, limbo 15–42 × 5–35 mm, oval-lanceolado; ápice agudo, margens serreadas, base arredondada; ambas as faces estrigosas, glandulosas. Capítulos radiados, em corimbos terminais, pedúnculo com pubescência alvo-tomentoso próximo à base do invólucro; invólucro campanulado, 3–6 mm compr., 7–10 mm diâm.; brácteas involucrais 2-seriadas, membranáceas, 2,5–5 × 2,5–3 mm, lanceoladas, ápice agudo, margens ciliadas, setosas, nervuras reticuladas; receptáculo convexo, páleas conduplicadas, hialinas, 6–7 × 2 mm, lanceoladas, ápice acuminado, setosos, margens inteiras, glabras. Flores do raio ♀s, amarelas, corola liguliforme, tubo 1 mm compr., 0,5 mm diâm., glanduloso, estrigoso, internamente glabro, limbo 6 × 3,5–4 mm, glanduloso, estrigoso; ramos do estilete lineares, estrigosos, ápice agudo, sem pilosidade abaixo do ponto de bifurcação. Cipsela fusiforme, 2 mm compr., 1 mm diâm., glabra; papilho coroniforme, 0,5 mm. Flores do disco monóclinas, amarelas, corola tubulosa, tubo 3,5 mm compr., 1,5 mm diâm., internamente glabro, lobos 0,5 × 0,4 mm, papilosos, glandulosos;

anteras com apêndice apical obtuso, base sagitada; ramos do estilete pilosos. Cipsela fusiforme, 2,5 mm compr., 0,8–1 mm diâm., glabra; papilho coroniforme, 0,5 mm.

Material examinado: Céu Cavalo, 14.II.2003, fl., *E. H. Amorim et al. 564* (HUFU); Macega, 14.II.2004, fl., *E. K. O. Hattori et al. 234* (HUFU).

Esta espécie possui distribuição conhecida apenas para o Brasil. Na EPDA-Galheiro ocorre em cerrado e cerrado rupestre.

W. trichostephia é facilmente reconhecida pelo seu hábito escandente, folhas curto pecioladas, pedúnculo com pubescência alvo tomentosa próximo ao capítulo.

Referências Bibliográficas

Baker, J. G. 1873. *Compositae I Vernoniaceae*. *In*: Martius, C. F. P. von & Eichler, A. W. (eds.). Flora brasiliensis 6(2): 1-179.

______. 1876. *Compositae II Eupatoriaceae*. *In*: Martius, C. F. P. von & Eichler, A. W. (eds.). Flora brasiliensis 6(2): 181-374.

______. 1882. *Compositae III Asteroideae, Inuloideae*. *In*: Martius, C. F. P. von & Eichler, A. W. (eds.). Flora brasiliensis 6(3): 1-134.

______. 1884. *Compositae IV Helianthoideae, Mutisiaceae*. *In*: Martius, C. F. P. von & Eichler, A. W. (eds.). Flora brasiliensis 6(3): 138-398.

Barroso, G. M. 1951. Estudo das espécies brasileiras de *Trichogonia* Gardner. Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 11: 7-18.

______. 1957. Flora do Itatiaia I. *Compositae*. Rodriguésia 32: 175-179.

Barroso, G. M. 1959. Flora da cidade do Rio de Janeiro *(Compositae)*. Rodriguésia 21/22: 69-147.

Barroso, G. M.; Peixoto, A. L.; Ichaso, C. L. F.; Costa, C. G.; Guimarães, E. F. & Lima, H. C. 1991. Sistemática de Angiospermas do Brasil. Vol. 3. Imprensa Universitária, Universidade Federal de Viçosa. Pp. 237-314.

Bremer, K. 1994. *Asteraceae*: Cladistics and classification. Timber Press, Portland, 429p.

Cabrera, A. L. 1971. Revisión del género *Gochnatia* (*Compositae*). Revista del Museu de La Plata 12: 1-160.

Dubs, B. 1998. Prodromus Florae Matogrossensis. The botany of Mato Grosso. Série B, vol. 3. Betrona-Verlag, Kusnacht, 444p.

Harley, R. M. & Simmons, N. A. 1986. Florula of Mucugê, Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 43-78.

Hind, D. J. N. 1995. *Compositae*. *In*: Stannard, B. L. (ed.). Flora do Pico das Almas – Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 175-278.

Hind, D. J. N. 2003. Flora of Grão-Mogol, Minas Gerais: *Compositae* (*Asteraceae*). Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo. 21(1): 179-234.

Holmes, W. C. 1996. A proposed sectional classification for *Mikania* (*Eupatorieae*). *In*: Hind, D. J. N. & Beentje, H. J. (eds.). Compositae: Systematics. Proceedings of the International Compositae Conference, Kew, 1994. Vol. 1. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 621-626.

Jansen, R. K. 1985. The Systematics of *Acmella* (*Asteraceae – Heliantheae*). Systematic Botany Monographs 8: 1-115.

Katinas, L. 1996. Revisión de las especies sudamericanas del género *Trixis* (*Asteraceae – Mutisieae*). Darwiniana 34(1-4): 27-108.

Leitão-Filho, H. F. & Semir, J. 1987. Compositae. *In*: Giulietti, A. M.; Menezes, N. L.; Meguro, M. & Wanderley, M. G. L. (eds.). Flora da Serra do Cipó, Minas Gerais: caracterização e lista de espécies. Boletim de Botânica Universidade de São Paulo 9: 29-41.

Leme Engenharia. 1995. Projeto executivo: Unidade de Conservação Galheiro – Estudo de fauna e flora. Relatório final. Estudos Ambientais. Vol. 2. Belo Horizonte, MG.

MacLeish, N. F. F. 1985. Revision of *Chresta* and *Pycnocephalum* (*Compositae*: *Vernonieae*). Systematic Botany 10(4): 459-470.

______. 1987. Revision of *Eremanthus* (*Compositae*: *Vernonieae*). Annals of the Missouri Botanical Garden 74(2): 265-290.

Malme, N. 1932a. Die Compositae von der zweiten Regnellschen Reise. I. – Rio Grande do Sul. Arkiv For Botanik 24-A(6): 1-89.

______. 1932b. Die Compositae von der zweiten Regnellschen Reise. II. Mato Grosso. Arkiv. For Botanik 24-A(8): 1-66.

______. 1933. Compositae Paranenses Dusenianae. Kungl. Svenska Vetenskaps-Akademiens Handligar 12(1): 1-122.

Mendonça, R. C.; Felfili, J. M.; Walter, B. M. T.; Silva-Júnior, M. C.; Rezende, A. V.; Filgueiras, T. S. & Nogueira, P. E. 1998. Flora Vascular do Cerrado. *In*: Sano, S. M. & Almeida, S. P. (eds.). Cerrado: ambiente e flora. EMBRAPA–CPAC, Planaltina. Pp. 289-556.

Moraes, M. D. 1997. A família Asteraceae na planície litorânea de Picinguaba, município de Ubatuba, São Paulo. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual Paulista, Rio Claro, 200p.

______. 2004. Taxonomia e filogenia de *Dimerostemma* e a sua relação intergenéricana subtribo *Ecliptinae* (*Asteraceae*: *Heliantheae*). Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 130p.

Munhoz, C. B. R. & Proença, C. E. B. 1998. Composição florística do município de Alto Paraíso de Goiás na Chapada dos Veadeiros. Boletim do Herbário Ezechias Heringer 3: 102-150.

Nakajima, J. N. 2000. A família *Asteraceae* no Parque Nacional da Serra da Canastra, Minas Gerais, Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 467p.

Nakajima, J. N.; Esteves, R. L.; Gonçalves-Esteves, V.; Magenta, M. A. G.; Bianchini, R. S.; Pruski, J. F. & Hind, D. J. N. 2001. Flora fanerogâmica (Parque Estadual das Fontes do Ipiranga): 159-Asteraceae. Hoenea 28(2): 111-181.

Smith, G. L. 1984. Revision of *Piptocarpha* R. Br. Tese de Doutorado. University of Georgia, Athens, 247p.

Veldkamp, J. F. 1999. *Eupatorium catarium*, a new name for *Eupatorium clematideum* Griseb., non Sch.Bip. (*Compositae*), a South American species naturalized and spreading in SE Asia and Queensland, Australia. Gardens' Bull., Singapore 51(1): 119-124.

Effects of pH, temperature and light intensity on spore germination and growth analysis of young sporophytes of *Polypodium lepidopteris* (Pteridophyta, Polypodiaceae)[1]

Daniela Viviani[2] & Áurea Maria Randi[2,3]

Abstract

(Effects of pH, temperature and light intensity on spore germination and growth analysis of young sporophytes of *Polypodium lepidopteris* Kunze (Pteridophyta, Polypodiaceae)) *Polypodium lepidopteris* is a terrestrial fern from coastal vegetation, and is used as medicinal. This work analyzed the effects of pH, temperature and light levels on the spore germination and the relative growth rate (RGR) of young sporophytes. Fertile fronds were collected in Florianópolis, SC, Brazil. The effect of pH (4.0 to 6.7) on spore germinability was observed in a growing room at 25 ± 2°C (22 mmol $m^{-2}s^{-1}$) under a 16h photoperiod. No statistical differences between treatments were found. The effect of different temperatures on the germinability was analyzed (20, 25 and 30°C). The test was carried out in a germination chamber (17 mmol $m^{-2}s^{-1}$) under a 16h photoperiod. The germination was inhibited at 30°C. The effect of natural light levels (54, 38, 22 and 8%) was analyzed. The highest germination percentages were verified at 22 and 8% of natural light. The growth analyses show statistical differences in the number of fronds and height of the longest frond between time 1 (283 days of spore inoculation) and time 2 (343 days of spore inoculation). Sporophytes of *P. lepidopteris* produced 1.33 ± 0.09 fronds per month. The RGR (relative growth rate) was 0.15 ± 0,009 cm $cm^{-1}month^{-1}$.

Key words: germination, growth, medicinal plant, *Polypodium lepidopteris*.

Resumo

(Efeito de pH, temperatura e intensidade luminosa na germinação de esporos e análise de crescimento de esporófitos jovens de *Polypodium lepidopteris* Kunze (Pteridophyta, Polypodiaceae)) *Polypodium lepidopteris* é uma pteridófita terrestre que ocorre nas restingas e que apresenta propriedades medicinais. Este trabalho analisou o efeito de pH, temperatura e níveis de luz na germinação de esporos e a taxa de crescimento relativo (TCR) de esporófitos jovens de *P. lepidopteris*. Frondes férteis foram coletadas em Florianópolis, SC, Brasil. O efeito do pH (4,0 a 6,7) na germinabilidade de esporos foi analisado em sala de cultivo a 25 ± 2°C (22 mmol $m^{-2}s^{-1}$) sob fotoperíodo de 16 horas. Não houve diferença estatisticamente significativa entre os tratamentos. Diferentes temperaturas foram testadas (20, 25 e 30°C) em câmara de germinação (17 mmol $m^{-2}s^{-1}$) sob fotoperíodo de 16 horas. A germinação foi inibida a 30°C. O efeito de diferentes níveis de luz natural (54, 38, 22 e 8%) foi analisado. As maiores porcentagens de germinação ocorreram a 22 e 8% de luz natural. A análise de crescimento dos esporófitos jovens mostra diferença significativa entre número de frondes e altura da maior fronde avaliados no tempo 1 (283 dias de inoculação de esporos) e no tempo 2 (343 dias de inoculação de esporos). Esporófitos de *P. lepidopteris* produziram 1,33 ± 0,09 frondes por mês. A TCR (taxa de crescimento relativo) foi de 0,15 ± 0,009 cm cm^{-1}mês.

Palavras-chave: germinação, crescimento, planta medicinal, *Polypodium lepidopteris*.

Introduction

Approximately 65% of the world fern species occur in the tropics (Tryon & Tryon 1982). In Brazil, ferns occur preferentially in the Atlantic and Amazonian forests (Senna & Kazmirczak 1997; Labiak & Prado 1998) but some species are also found in the Brazilian caatinga, mangroves, coastal vegetation and pantanal (Tryon & Tryon 1982; Barros *et al.* 1989; Ambrósio & Barros 1997).

In the last few decades, several ornamental or medicinal ferns have been indiscriminately exploited. *Polypodium lepidopteris* (Langsd. & Fisch.) Kunze (Polypodiaceae), a herbaceous and terrestrial species found in the Brazilian coastal vegetation called 'restinga' (CONAMA

Artigo recebido em 04/2008. Aceito para publicação em 10/2008.

[1]Part of the Msc thesis of Daniela Viviani (Programa de Pós-graduação em Biologia Vegetal, UFSC)

[2]Laboratório de Fisiologia Vegetal, Departamento de Botânica, Universidade Federal de Santa Catarina, 88040-900, Florianópolis/SC, Brasil.

[3]Autor para correspondência: amrandi@ccb.ufsc.br

1999), is considered medicinal due to the presence of therapeutic substances. In order to establish immobile and half-fixed sand-dunes, sporophytes of *P. lepidoteris* are small and have numerous trichomes and scales to reduce water loss and protect the epidermis from intense sunlight. The lamina of *P. lepidopteris* is more or less densely scaly and the stem scales are long and narrow (Tryon & Tryon 1982).

Polypodium lepdopteris is used since 1924 in association with 'cainca' (*Chiococca alba* (L.) Hitchc, Rubiaceae) in a phytoterapic medicine form known as 'Rheumoflora®', which had been initially manufactured by the 'Flora Medicinal' and is currently under the responsibility of 'Natura do Brasil'. This medicine is indicated as analgesic and anti-inflammatory (Gazda *et al.* 2006). The whole plant presents therapeutically active principles, for this reason, whole plants or parts of the plants have been directly extracted from their habitat over many years.

There is a lack of information on fern germination and initial growth in literature. The knowledge of fern ecophysiology is of essential importance for the development of methods aimed at assisting their conservation and management.

The same exogenous factors needed for germination plus mineral nutrition are involved in growth and development of fern prothallus and in the formation of its sporophyte (Miller 1968; Pérez-García & Riba 1982; Whittier & Moyroud 1993; Fernández *et al.* 1996; Fernández *et al.* 1997; Ranal 1999; Nondorf *et al.* 2003).

This paper investigates the effect of pH, light levels and temperature on the germination of *Polypodium lepidopteris* spores and analyzes the relative growth rate of sporophytes produced from the spore germination. The main objective was to contribute with ecophysiological information on germinability and young sporophyte growth, which could be useful to assist in management and conservation programmes.

Material and Methods

Sporophylls of *Polypodium lepidopteris* (Langsd. & Fisch.) Kunze were collected in the 'Parque Municipal das Dunas da Lagoa da Conceição', east coast of the Santa Catarina Island, in the dunes of the Joaquina beach, Florianópolis,Brazil.

Sporophylls were dried at room temperature on filter paper in order to induce dehiscence. The spores were removed and separated from sporangia by filtering through lens paper and later stored in glass jars under refrigeration at 7 ± 1°C. Spores were surface sterilized in a 10% (v/v) commercial bleach solution (2% of active chlorine) for 20 min before filtering through sterile filter paper and washing several times with sterile distilled water. For the germination tests, about 10 mg of the spores were sown in four conical flasks containing 20 ml of autoclaved liquid medium. The flasks were plugged with two layers of autoclaved transparent commercial polypropylene film (7 × 7 cm) and fixed with rubber bands. Spores were inoculated in Mohr medium modified by Dyer (1979) supplemented with Benlate® (25 $mg.L^{-1}$). The spore germination was carried out in growth room at 25 ± 2°C (22 mmol $m^{-2}s^{-1}$) under a 16-hour photoperiod. The pH of the mineral solutions was adjusted with H_2SO_4 to 4.0, 4.5, 5.0, 5.5, 6.0 and 6.7 (control). The percentage of germination was scored once a week and four slides from each treatment containing 100 spores each slide, were analyzed. The effect of 20, 25 and 30°C on the germinability was analyzed and the test was carried out in a germination chamber (17 mmol $m^{-2}s^{-1}$) under a 16-h photoperiod.

To study the light level effects on spore germination, four Erlenmeyer flasks containing 20 ml of autoclaved liquid medium were used per light treatment. Each flask was inoculated with surface sterilized spores (10 mg) and kept in 50 cm^3 boxes covered with black shade netting (sombrite) that provided 54, 38, 22 and 8% of natural light. A maximum and minimum thermometer was placed inside the boxes. Minimum and maximum temperatures were

daily recorded at noon. Irradiance inside the boxes was also daily reeorded, once a day, at noon. The irradianee levels were measured through a quantameter LICOR 250, using a PAR sensor (400 to 700 nm). The boxes were kept outdoors, in a shade free open area.

After one month of eultivation in mineral solution, the spores developed into young filamentous gametophytes that were transferred to trays eontaining the following substrate: a) washed sand b) a mixture of sand, humus eompost Aduplan® and typie hapludult soil in the proportion of 1:1:1. The substrates were previously autoclaved for 60 min at 120ºC in order to avoid contamination with spores from other fern speeies. The trays were kept in a growth room, at 25 ± 2ºC (22mmol $m^{-2}s^{-1}$), under a 16-hour photoperiod for sporophyte produetion. For growth analysis, 30 sporophytes (*ca* 4 em tall) were transplanted individually for small vases (125 ml), which were kept in transparent polyethylene boxes (San Remo®, 28.2 L). The number of sporophyte fronds and the height of the longest frond were measured in a 60-day interval. The first measures were reeorded after 283 days of eultivation (Time 1, T_1) and the second measures after 343 days of eultivation (Time 2, T_2). The relative growth rate (RGR) was estimated as (Log L_2–Log L_1) / T_2–T_1 where Log is the natural logarithm, L_2 is the length of the longest leaf at time 2 and L_1 is the length of the longest leaf when the sporophytes were transplanted into the pots, according to Bernabe *et al.* (1999).

Averages and standard deviation were ealculated. The Kolmogorov-Smirnov test (*Dmax*) for normality was applied before analysis of varianee, both for growth analysis and germinability data. The Kolmogorov-Smirnov test and the F test of Snedeeor for the homogeneity of varianee (0.05) were both applied for germinability data before the analysis of varianee. The Kolmogorov-Smirnov test showed absenee of normality for the germinability in different temperatures and the Bartlett's test showed that the varianees were not homogeneous for the germinability in different light levels, which were submitted to aresine transformation. The same tests were applied again to the transformed data. After this procedure, the pH data showed normality and homogeneity of variance and the pairwise comparison was analyzed by the parametrie Tukey Test (5%). For the temperate and light levels data, that did not show normality or homogeneity of varianee after angular transformation, the pairwise eomparison was analyzed by the nonparametrie Kruskal-Wallis Test (*H*) followed by the Dunn test. Averages of fronds number and the length of the longest frond between T1 and T2, that did not show normality or homogeneity of variance, were also analyzed through the Kruskal-Wallis Test followed by the Dunn Test (Santana & Ranal 2004; Zar1996). Statistieal tests were performed through the Exeel for Windows (Microsoft), Minitab for Windows and Biostat softwares (Mierosoft).

Results and Discussion

When fern spores are eultivated in laboratory, they need to be superfieially sterilized before being sowed in mineral solutions. Camloh (1993, 1999) reported the best germination of *Platycerium bifurcatum* (Cav.) C. Chr. (Polypodiaceae) with unsterilized spores, but eontamination always oeeurred after 10 days of eulture, which was the reason for the lower cell number as eompared to sterilized spores. Simabukuro *et al.* (1998) comment that before the germination of dry-stored spores, in order to avoid the ineidenee of fungal growth, there is the need to sterilize them. In this work, spores of *P. lepidopteris* were surfaee sterilized in order to guarantee gametophyte development without eontamination.

The pH range from 4.0 to 6.7 did not affect the germination of *P. lepidopteris* spores after 28 days of inoculation (Fig. 1a). So, *P. lepidopteris* spores show plasticity eoncerning the pH faetor. These data are in aeeordanee with Millër (1968), who observed the highest pereentages of germination for several fern species in aeidie or neutral pH. Nondorf *et al.* (2003) working with *Cheilanthes feei* Moore

(Pteridaceae) spores, a xerophyte fern, observed that spores germinated at the highest rate in acidic pH (4.5 and 5.5), but the germination occurred in a broad pH range (4.5, 5.5, 6.0 and 8.5). However, some fern spores are not able to germinate in strong acidic conditions or the germinability is very low in such situations (Mohr 1956; Hevly 1963). In other species, a moderate germination percentage is observed in acidic pH, but the gametophyte development is quite limited (Courbet 1955; Otto *et al.* 1984). Spores from terrestrial species of Ophioglossaceae also show the highest germinability in slight acidic pH (Whittier 1981). *Ophioglossum palmatum* L. spores reached the highest germinability in strong acidic medium, but the germinability was reduced in less acidic or neutral conditions. (Whittier & Moyroud 1993).

Figure 1 – Effects of pH, temperature and light levels on the germination rate (%) of *Polypodium lepidopteris* spores after 28 days of inoculation. Letters denote statistical differences. * Data did not show normality.
a. pH; D_{max} =0.084; c^2 = 3.975; F= 0.6261
b. T°C; D_{max} = 0.204*; c^2 = 4.092; H = 8.5781 (s)
c. Light levels; D_{max} = 0.243*c^2 =12.837*; H = 13.810 (s)

The germination of *P. lepidopteris* spores after 28 days of spore inoculation did not differ between 20 and 25°C, but it was drastically inhibited at 30°C (Fig.1b). Data from literature also show similar responses for several fern species. Pérez-García & Riba (1982) studied the effect of temperature on several species of Cyatheaceae and Dicksoniaceae: *Cyathea fulva* (Mart.& Gal.) Fée, *Lophosoria quadripinnata* (Gmel.) C. Chr, *Nephelea mexicana* (Schl. & Cham.) Tryon, *Trichipteris bicrenata* (Liebm) Tryon, *Trichipteris scabriuscula* (Maxon) Tryon and also observed partial inhibition of germination above 25°C. Ranal (1999) studied the effect of temperature on several fern species from the Atlantic Forest of the state of São Paulo, Brazil, and observed similar germinability at all temperatures tested for *Polypodium hirsutissimum* Raddi, *Polypodium latipes* (L.) Watt. and *Pteris denticulata* Sw. (Polypodiaceae) but high germinability was observed between 18 and 25°C for *Microgramma lindbergii* (Kuhn) Sota, *Microgramma squamulosa* (Kaulf.) Sota and *Polypodium polypodioides* (L.) Watt. (Polypodiaceae). For *Adiantopsis radiata* (L) Fée (Pteridaceae) and *Polypodium pleopeltifolium* Raddi (Polypodiaceae) high germinability was verified at 21 to 29°C. For spores of *Rumohra adiantiformis* (Forst.) Ching (Dryopteridaceae) Brum & Randi (2002) observed high percentages of germination at 15, 20 and 25 ± 1°C but germinability was partially inhibited at 30 ± 1°C. *Cheilanthes feei* spores also germinated optimally at 25°C (Nondorf *et al.* 2003). Therefore, data from

literature are similar to those observed for *P. lepidopteris*, with respect to the temperature required for germination. Raghavan (1989) explains that high temperatures uncouple the phytochrome during fern germination. Haupt (1991, 1992) observes that the phytochrome-mediated spore germination in *Dryopteris filix-mas* L. and *D. paleacea* (Dryopteridaceae) is inhibited by raising the temperature from 22 to 27 or 32°C. The elevated temperature is effective during the 'coupling phase' when the far-red phytochrome (Pfr) starts the processes leading to germination (Haupt 1990). It is generally accepted that Pfr starts a whole cascade of events, eventually culminating in gene-dependent protein synthesis as the immediate cause of the terminal response (Haupt 1992).

High percentages of germination of *P. lepidopteris* spores were observed at 8 and 22% of natural light and the germination was photoinhibited at 38 and 54% of light (Fig. 1c). A degradation of storage substances was also observed in spores, which were kept under 58% of light. On the other hand, under 8% of light and after 28 days of spore inoculation, laminar gametophytes were observed. The behavior of *P. lepidopteris* spores to light levels seems to be very usual for several fern species, which also presented optimal

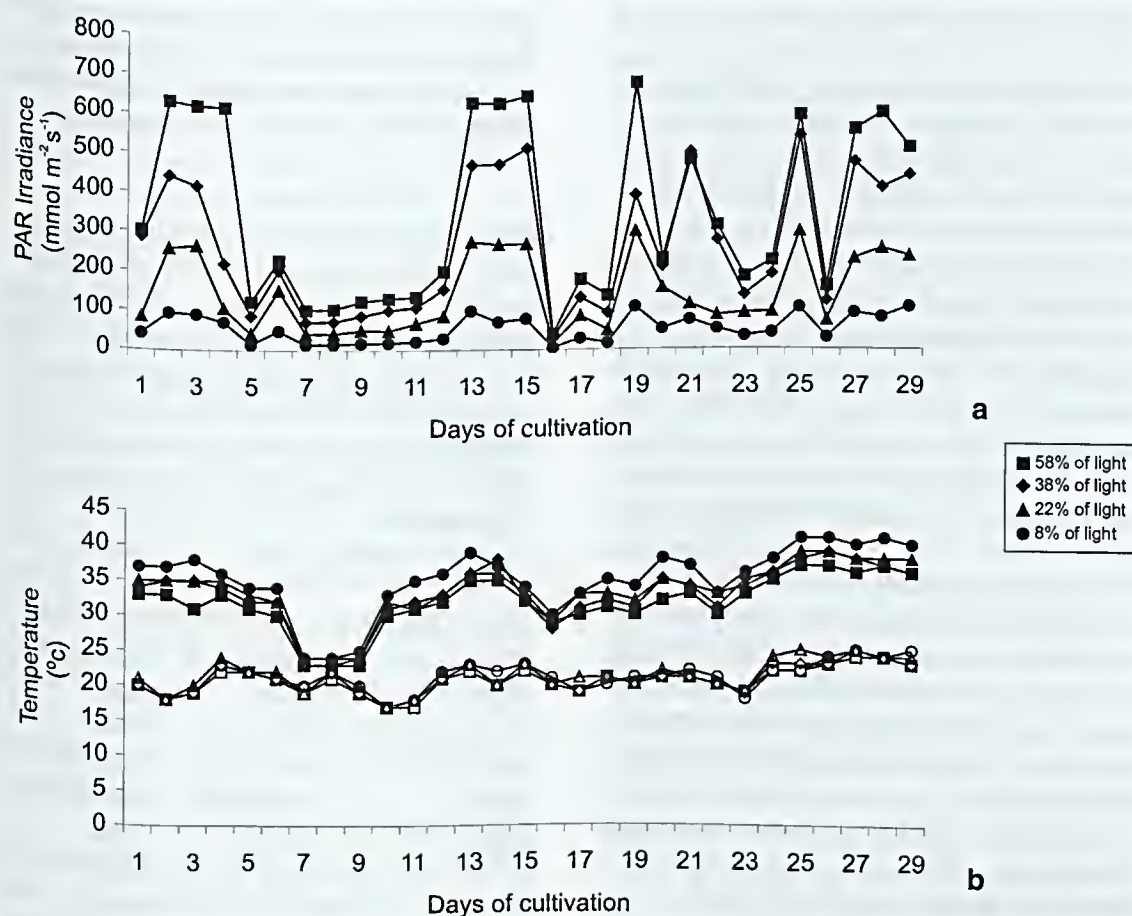



Figure 2 – Irradiances (mmol m^{-2} s^{-1}) and minimal and maximum temperatures from November 21[st] to December 19[th] measured at noon inside the boxes of black shade where spores received different light levels. Open symbols are minimum temperatures and dark symbols are maximum temperatures.

germinability at lower light levels. Filippini *et al.* (1999) and Renner & Randi (2004) observed the highest germination percentages at 5 and 20% of light for spores of *Dicksonia sellowiana* Hook. (Dicksoniaceae). Brum & Randi (2002) demonstrated that for *R. adiantiformis* spores, the highest germination percentages were achieved at 9 and 17% of light in April and August. Hiendlmayer & Randi (2007) also found the best germinability for *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae) and *Blechnum brasiliense* Desv. (Blechnaceae) spores at 5 and 22% of light in April and July. These authors also observed gametophyte death of both species at 62 and 42% of light, after a few days of cultivation. This effect was probably a consequence of chlorophyll oxidation at higher light levels, which reduces the photosynthetic efficiency, limiting the plant growth and eventually causing plant death (Demming-Adans & Adams 1992; Kitao *et al.* 2000). On the other hand, for *Cheilanthes feei* Moore, high germination rates were achieved under a regime of continuous light of 100 mmol m^{-2} s^{-1}; however, this species can germinate under a wide variety of conditions including constant darkness (Nondorf *et al.* 2003).The irradiance from November 21st to December 19th 2006 ranged from 39.5 to 678.8 mmol m^{-2} s^{-1} at 54% of light. At 38% of light, it ranged from 30.4 to 541.6 mmol $m^{-2}s^{-1}$. At 22% of light it ranged from 16.2 to 300.0 mmol m^{-2} s^{-1} and at 8% of light it ranged from 5.6 to 107.9 mmol m^{-2} s^{-1} (Fig. 2a). Maximum temperatures ranged from 32°C (54% of light) to 35°C (8% of light), but the minimum temperature average was constant (21°C) inside the four 'sombrite' boxes (Fig. 2b). On windy days, higher temperatures were observed inside the 8% light box and lower temperatures inside the 54% light box which was more ventilated due to the larger holes in the black shade netting. The highest temperatures in the hotter days in the 8 and 22% light boxes did not inhibit the germination of *P. lepidopteris* spores, that reached the highest percentages at the same light levels. On the other hand, the germination of *P. lepidopteris* was drastically inhibited at constant 30°C. Probably, the daily day - night temperature oscillation and the low light intensity seem to be beneficial for the germination of *P. lepidopteris* spores.

Nondorf *et al.* (2003) reported that optimal conditions for spore germination are often a reflection of optimal growth conditions for the entire fern life cycles. Considering that *P. lepidopteris* grows in coastal dunes, where light incidence is intense and mineral nutrition and water are limiting factors, the spore germination photoinhition by high light intensity seems to be a paradox. It is possible that in its habitat, spores will only be able to germinate during rainy periods, in shady areas, with moderate temperatures and with some water retention in the soil pores in order to make gametophyte development and sporophyte formation possible. On the other hand, *P. lepidopteris* spores can germinate in broad pH ranges, showing plasticity to this requirement.

Table 1 – Frond number (FN) and height of the longest frond (FH) of *Polypodium lepidopteris* sporophytes that grew in growth room at 25 ± 2°C (22mmol $m^{-2}s^{-1}$) under a 16-hour photoperiod. T1 = 283 days after spore inoculation; T2 = 343 days after spore inoculation. Letters denote statistical differences. * Data did not show homogeneity of variances.

	T1	T2
	(Mean ± *ic*)	
FN	5.00±0.13a	7.67±0.22b
D_{max}	0.046	0.047
F		2.842*
H		28.93
FH (cm)	4.04±0.09a	8.65±0.34b
D_{max}	0.051	0.076
F		3.935*
H		34.05
RGR (cm $cm^{-1}month^{-1}$.)		0.15±0.009
FN $month^{-1}$		1.33±0.09

The gametophytic phase shows plasticity due to large fluctuations in light intensity, light quality and mineral nutrition. Sato & Sakai (1981) observed that gametophytes of *Vittaria lineata* (L.) Smith and *Vittaria graminifolia* Kaulf (Vittariaceae) could survive in sites where sporophytes do not develop. Similar response was observed for *Trichomanes speciosum* Willd. (Hymenophyllaceae) (Makgomol & Sheffield 2001). This different gametophyte and sporophyte distribution pattern reflects the wide ecologic tolerance between both generations (Johnson *et al.* 2000). It is possible that *P. lepidopteris* gametophytes and sporophytes also present different requirements for growth and establishment.

During this experiment, gametophytes were not able to grow in washed sand. In the substrate of mixed sand, humus and typic hapludult soil (1:1:1), the number of sporophyte fronds and the height of the longest frond after 283 days of spore inoculation (Time 1) and after 343 days of spore inoculation (Time 2) were statistically different. The RGR based on the height of the longest frond was 0.15 cm cm^{-1} $month^{-1}$ (Table 1). Similar results were found by Hiendlmayer & Randi (2007) working with four fern species from the Atlantic forest: *Blechnum brasiliense* Desv. (Blechnaceae), *Cyathea corcovadensis* (Raddi) Domin and *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae), and *Saccoloma inaequale* (Kze.) Mett. (Dennstaedtiaceae). Young sporophytes of *P. lepidopteris* produced 1.33 ± 0.09 fronds per month (Table 1). These data are similar to the results found for *Acrostichum danaeifolium* (Pteridaceae) in the environment, which were 1.0 ± 0.03 to 1.3 ± 0.04 fronds per month (Mehltreter & Palacios-Rios 2003; Mehltreter *et al.* 2003).

According to Zamith & Scarano (2006) restinga is both a geomorphological and a botanical term. Plant communities experience a wide array of adverse environmental conditions, such as high and low temperatures, flooding, drought, constant wind, high salinity and lack of nutrients. Thus, diversity, productivity and structural complexity are lower in these communities. The restinga ecosystem is therefore unique because it comprises a pool of species with high ecological plasticity, since they colonize, survive and grow in the dry, resource-poor restingas. Paradoxically, it has been shown that few restinga plants are capable of establishing via seeds on bare sand and, therefore, the structure and function of open restinga vegetation relies on a few pioneer nurse-plants that facilitate the arrival and establishment of a number of other species (Scarano 2002).

P. lepidopteris is found in seaside vegetation (restinga) therefore it could be supposed that its gametophytes are able to develop in salty sand which is poor in mineral nutrition and organic matter. However, in the present study, sporophytes grew very well in a substrate that is a mixture of typic hapludult soil, sand and humus, which certainly is more enriched in nutrients than sand dunes. Actually, in the present paper, gametophytes were not able to develop in washed sand. So, how can gametophytes develop in this very restrictive habitat? This is a very instigating question. Possibly, these gametophytes will be able to grow only in sites that offer adequate nutrition, for example, parts of the sand soil previously colonized by other species and enriched with organic matter and recycled mineral nutrients, which is in accordance to comments on Scarano (2002). This is a matter of future investigations.

This study has shown that it is feasible to cultivate plants of *P. lepidopteris* from spores. The limiting factors for spore germination in mineral solution observed in this study were the high light levels and temperature of 30 °C. For the establishment of sporophytes, which was performed in laboratory, it was observed that mineral nutrition and high humidity are important factors, because gametophytes did not develop in pure sand and therefore, sporophytes were not produced. Such information may be useful for management and conservation of *P. lepidopteris*.

Acknowledgements

Daniela Viviani and Áurea Maria Randi would like to thank CNPq (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico - National Council of Scientific and Technological Development-Brazil) respectively for the MS grant and Áurea Maria Randi thanks CNPq for the research grant (level 2).

References

Ambrósio, S. T. & Barros, I. C. L. 1997. Pteridófitas de uma área remanescente de floresta atlântica do estado de Pernambuco, Brasil. Acta Botanica Brasilica 11: 105-113.

Barros, I. C. L.; Silva, A. J. R. & Silva, L. L. S. 1989. Levantamento florístico das pteridófitas ocorrentes na zona das caatingas do estado de Pernambuco, Brasil. Biologica Brasilica 1: 143-159.

Bernabe, N.; Williams-Linera, G. & Palacios-Rios, M. 1999. Tree ferns in the interior and at the edge of a Mexican cloud forest remant: spore germination and sporophyte survival and establishment. Biotropica 31: 83-88.

Brum, F. R. & Randi, A. M. 2002. High irradiance and temperature inhibit the germination of spores of the fern *Rumohra adiantiformis* (Forst.) Ching (Dryopteridaceae). Revista Brasileira de Botânica 25: 391-396.

CECCA. 1997. Centro de Estudos, Cultura e Cidadania. Unidades de conservação e áreas protegidas da Ilha de Santa Catarina. Caracterização e legislação. Ed. Insular, Florianópolis, 160p.

Camloh, M. 1993. Spore germination and early gametophyte development of *Platycerium bifurcatum*. American Fern Journal 83(3): 79-85.

Camloh, M. 1999. Spore age and sterilization affect germination and early gametophyte development of *Platycerium bifurcatum*. American Fern Journal 89(2): 124-132.

CONAMA. 1999. Resolução 261, que trata dos estágios sucessionais de vegetação de restinga para o estado de Santa Catarina. CONAMA, 12p.

Courbet, H. 1955. Influence de la concentration ionique du milieu sur la germination des spores et la croissance des prothalles de Filicales en culture aseptique. Comptes rendus de l'Académie des Sciences 241: 441-443.

Demming-Adams, B. & Adams, W. I. 1992. Photoprotection and other responses of plants to high light stress. Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology 43: 599-626.

Dyer, A. F. 1979. The culture of fern gametophytes for experimental investigation. *In*: The experimental biology of ferns. Academic Press, London. Pp. 253-305.

Fernández, H.; Bertrand, A. M. & Sanchez-Tames, R. 1996. Influence of tissue culture conditions on apogamy in *Dryopteris affinis* sp. *affinis*. Plant Cell Tissue and Organ Culture 45: 93-97.

______. 1997. Gemmation in cultured gametophytes of *Osmunda regalis*. Plant Cell Report 16: 358-362.

Filippini, E. C. P.; Duz, S. R. & Randi, A. M. 1999. Light and storage in the germination of spores of *Dicksonia selowiana* (Presl.) Hook., Dicksoniaceae. Revista Brasileira de Botânica 22: 21-26.

Gazda, V.; Gomes-Carneiro, M. R.; Barbi, N. S. & Paumgartten, F. J. R. 2006. Toxicological evaluation of an ethanolic extract from *Chiococca alba* roots. Journal of Ethnopharmacology 105: 187-195.

Haupt, W. 1990. Phytochrome-mediated fern-spore germination: inhibition by elevated temperatures. Photochemical Photobiology 52: 57-9.

______. 1991. Phytochrome-controlled fern-spore germination: phase-specific modulation by elevated temperatures. Photochemical Photobiology 54: 811-818.

______. 1992. Phytochrome-mediated fern-spore germination: a temperature-sensitive phase in the transduction chain after action of Pfr. Journal of Plant Physiology 140: 575-81.

Hevly, R. H. 1963 Adaptations of cheilanthoid ferns to desert environments. Journal of Arizona Academic Science 2: 164-175.

Hiendlmayer, R. & Randi, A. M. 2007. Response of spores and young gametophytes of *Cyathea delgadii* Sternb. (Cyatheaceae) and *Blechnum brasiliense* Desv. (Blechnaceae) to different light levels. Acta Botanica Brasilica. 21(4): 909-915.

Johnson, G. N.; Rumsey, F. J.; Headley, A. D. & Sheffield, E. 2000. Adaptations to extreme low light in the fern *Tricomanes speciosum* Willd. (Hymenophyllaceae). New Phytologist 148: 423-431.

Kitao, M.; Lei, T. T.; Koike, T. T.; Tobita, H. & Maruyama, Y. 2000. Susceptibility to photoinhibition of three deciduous broadleaf tree species with different successional traits raised under various light regimes. Plant Cell and Environment 23: 81-89.

Labiak, P. H. & Prado, J. 1998. Pteridófitas epífitas da Reserva Volta Velha, Itapoá, Santa Catarina, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 11: 1-79.

Makgomol, K. & Sheffield E. 2001. Gametophyte morphology and ultrastructure of the extremely deep shade fern, *Trichomanes speciosum*. New Phytologist 151: 243-225.

Mehltreter, K. & Palacios-Rios, M. 2003. Phenological studies of *Acrostichum danaeifolium* (Pteridaceae, Pteridophyta) at a mangrove site on the Gulf of Mexico. Journal of Tropical Ecolology 19: 155-162

Mehltreter, K.; Rojas, P. &. Palacios-Rios, M. 2003. Moth larvae-damaged giant leather-fern *Acrostichum danaeifolium* as host for secondary colonization by ants. American Fern Journal 93: 49-55.

Millër, J. H. 1968. Fern gametophytes as experimental material. Botanical Review 34: 361-440.

Mohr, H. 1956. Die Abhängikeit des protonema-wachstums und der protonemapolarität bei farnen von Licht. Planta 47: 127-158.

Nondorf, L. S.; Dooley A. M.; Palmieri, M. & Swatzell, J. 2003. The effects of pH, temperature, light intensity, light quality, and moisture levels on spore germination in *Cheilanthes feei* of Southeast Missouri. American Fern Journal 93: 56-69.

Otto, E. T.; Crow, J. H & Kirby, E. G. 1984. Effects of acidic growth conditions on spore germination and reproductive development in *Dryopteris marginalis* (L.). Annals of Botany 53: 439-442.

Pérez-García, B. & Riba, R. 1982. Germinacion de esporas de Cyatheaceae bajo diversas temperaturas. Biotropica 14: 281-287.

Raghavan, V. 1989. Developmental biology of fern gametophytes. Cambridge University Press, Cambridge, 384p.

Ranal, M. A. 1999. Effects of temperature on spore germination in some fern species from semideciduous mesophytic forest. American Fern Journal 89: 149-158.

Renner, G. D. R. & Randi, A. M. 2004. Effects of sucrosc and irradiance on germination and early gametophyte growth of the endangered tree fern *Dicksonia sellowiana* (Presl.) Hook (Dicksoniaceae). Acta Botanica Brasilica 18(2): 375-380.

Santana, D. G. & Ranal, M. A. 2004. Análise da germinação. Um enfoque estatístico. Ed. UNB, Brasília, 247p.

Sato, T. & Sakai, A. 1981. Cold tolerance of gametophytes and sporophytes of some cool temperature ferns native to Hokkaido. Canadian Journal of Botany 59: 604-608.

Scarano, F. 2002. Structure, function and floristic relationships of plant communities in stressful habitats marginal to the Brazilian Atlantic Rainforest. Annals of Botany 90: 517-524.

Simabukuro, E. A.; Dyer, A. F. & Felippe, G. M. 1998. The effect of sterilization and storage conditions on the viability of spores of *Cyathea delgadii*. American Fern Journal 88: 124-132.

Tryon, R. M. & Tryon, A. F. 1982. Ferns and allied plants with special reference to tropical America. Springer-Verlag, New York, 857p.

Whittier, D. P. 1981. Spore germination and young gametophyte development of *Botrychium* and *Ophioglossum* in axenic culture. American Fern Journal 71: 13-19.

______& Moyroud, R. 1993. The promotion of spore germination and gametophyte

development in *Ophioglossum palmatum* by low pH. American Fern Journal 83: 41-46.
Zamith, L. R. & Scarano, F. R. 2006. Restoration of a restinga sandy coastal plain in Brazil: survival and growth of planted woody species. Restoration Ecology 14: 87-94.
Zar, J. H. 1996. Biostatistical analysis. 3rd ed. Prentice Hall, Upper Saddle River, 662p.

A new species of *Begonia* (Begoniaceae) from the Atlantic Forest of Espírito Santo, Brazil

Ludovic Jean Charles Kollmann[1,2] & *André Paviotti Fontana*[1]

Abstract

(A new species of *Begonia* (Begoniaceae) from the Atlantic Forest of Espírito Santo, Brazil) *Begonia mysteriosa* L.Kollmann & A.P.Fontana, a new species known only from the municipality of São Roque do Canaã in the Atlantic Forest of the state of Espírito Santo, Brazil, is described and illustrated. This new species is probably related to *Begonia barckleyana* L.B.Sm., section *Knesebeckia*, from which it differs by its leaf shape, stipule size, stigma more than two branches and pistillate flowers with six tepals. Description, diagnose, illustration and comments about the geographic distribution are provided.

Key words: *Begonia mysteriosa*, *Knesebeckia*, new species, Atlantic Forest.

Resumo

(Uma nova espécie de *Begonia* (Begoniaceae) da Mata Atlântica do Espírito Santo, Brasil) *Begonia mysteriosa* L.Kollmann & A.P.Fontana, uma nova espécie de *Begonia* da seção *Knesebeckia*, proveniente do município de São Roque do Canaã, Espírito Santo, Brasil, é descrita e ilustrada. Essa nova espécie é próxima de *Begonia barckleyana* L.B.Sm., seção *Knesebeckia*, da qual pode ser diferenciada pelo formato da folha, tamanho das estípulas, estigma com mais de duas ramificações e flores pistiladas com 6 tépalas. São fornecidos descrição, diagnose, ilustração e comentários sobre a sua distribuição geográfica.

Palavras-chave: *Begonia mysteriosa*, *Knesebeckia*, nova espécie, floresta atlântica.

The genus *Begonia* is Pantropical and comprises about 1400 species divided among 63 sections. More than 240 species, distributed in 13 sections, occur in Brazil (Smith *et al.* 1986; Doorenbos *et al.* 1998), mostly native to the Atlantic Forest (Duarte 1961). The Atlantic Forest was recently classified as one of the 25 most important World Hotspots for conservation (Simões & Lino 2002; Mittermeier *et al.* 1999). In the Atlantic Forest *Begonia* species uccupy different biotypes, such as marshes, sunlight places and wet soil, rain and dry forests, altitude vegetation and xerophytes vegetation. *Begonia mysteriosa* should be grouped in *Knesebeckia* section which species present two placentae per locule and ovules on both sides of placentae, anters obovate and as long as the filaments.

While undertaking fieldwork in the inselberg locality of Alto Misterioso in the mountainous region of central Espírito Santo, we collected a species of *Begonia* that we describe herein as new.

Begonia mysteriosa L.Kollmann & A.P.Fontana, *sp. nov.* **Typus**: BRAZIL. ESPÍRITO SANTO: Município de São Roque do Canaã, Alto Misterioso, 950 m, 16.XI.2005, fl., fr., *L. Kollmann, A.P. Fontana & R.C. Britto 8332* (Holótipo: MBML; Isótipo: RB). Fig. 1

Species haec Begoniae barckleyanae L.B.Sm. *affinis, sed foliis minoribus et ovatis, stipulis majoribus et involutis ubi veteribus, floribus pistillatis 6-tepalis et stigmate ramis pluribus differt.*

Suffrutescent herbs 1.5–2 m tall, saxicolous, glabrous. **Stems** 1–2.2 cm in diameter, green, longitudinally 5–6-striate, internodes 1-27 cm long. **Stipules** 1.2–5.7 × 1.6–2.5 cm, reddish green, asymmetrical, deciduous, apex obtuse to acute, margins entire, rolled up before to fall. **Leaves** alternate. **Petioles** 3–9 × 0.5–0.6 cm, green. **Lamina** 14.5–19 × 6.5–9.5 cm, adaxial face glossy, green; abaxial surface green, turning red in leaves exposed to sunlight, simple,

Artigo recebido em 03/2008. Aceito para publicação em 09/2008.

[1]Museu de Biologia Prof. Mello Leitão (MBML), Av. José Ruschi 4, 29650-000 Santa Teresa, ES, Brazil.
[2]Autor para corespondencia: ludovic@limainfo.com.br

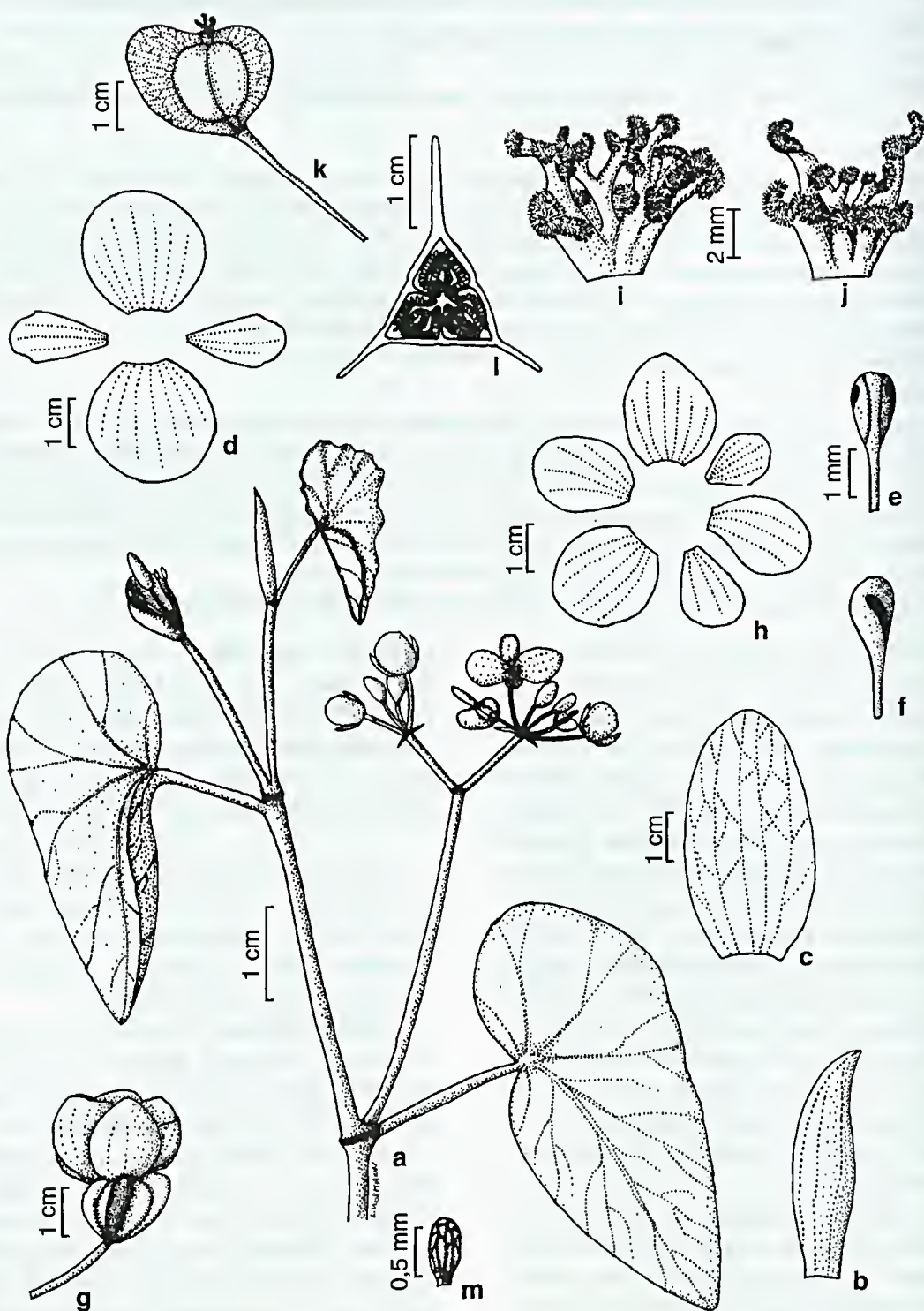



Figure 1 – *Begonia mysteriosa* L.Kollmann & A.P.Fontana – a. habit, front view; b. stipule, lateral view; c. stipule explained; d. tepals of staminate flower; e. stamen, front view; f. stamen, lateral view; g. female flower; h. tepals of pistillate flower; i. stigma, front view; j. stigma, back view; k. fruit; l. cross section of fruit; m. seed. (a-m *Kollmann 8332*)

asymmetrical, tranversely ovate, apex acute, margins irregular, undulate, venation actinodromous, veins 6–7, prominent abaxially. **Inflorescence** 17–23 cm long, dichasium, thrice dichotomous cymes, peduncles 9–20 cm long, green, red when mature, bracts green, deciduous, first order, one, ca. 3.5 × 3.5 cm, apex obtuse, second order, one, 0.9–1.2 × 0.6–0.8 cm, third order, two, 0.66–1.1 × 0.4–5.5 cm. **Staminate flower**: peduncles 1–2.5 cm long, pink reddish; tepals four, white with pink reddish base, the outer ones 1.4–2.3 × 1.4–2.5 cm, orbicular, apex obtuse, the inner ones 0.7–1 × 0.4–0.9 cm, obovate, apex truncate to retuse; stamens ca. 55, yellow, the filaments 0.6–2.2 mm long, the anthers ca. 1.5 x 0.6 mm long, obovate, the connective not projecting, extrose, apex obtuse. **Pistillate flower**: pedicels 2.2–2.5 cm long, red; tepals six, 1.5–2.4 × 0.9–2.2 cm, white to pink, unequal, ovate to obovate, apex obtuse; styles three, ca. 0.4 cm long, yellow, trifid, bifurcate, united at base, base flabellate, spirally twisted, stigma with flattened branches, branches different size, with bands of stigmatic papillae on the branches. **Ovary** 3-locular, placentation axile, two placentae per locule, ovules on both sides of placentae. **Capsules** ca. 1.8 × 6 cm, basally dehiscent, coriaceous when dry, opaque, wings three, rounded, larger wing ca. 2.3 × 0.8–1 cm, smaller wings 1.9 × 0.5–0.7 cm. **Seeds** ca. 0.7 × 0.3 mm, cylindrical, oblong, apex obtuse, base more narrow.

Parátipos: BRAZIL. ESPÍRITO SANTO: São Roque do Canaã, Alto Misterioso, 16.VII.2005, fl., *A. P. Fontana & C. Esgario 1573* (MBML); 19.VII.2005, fl., *L. Kollmann et al. 8135* (MBML); 16.IX.2005, fl., *A. P. Fontana et al. 1708* (MBML).

Habitat, distribution and phenology. *Begonia mysteriosa* grows in litter and humus on rocks in dry forest in inselberg habitats of Atlantic Forest at ca. 950 m. It is presently know only from the type locality in the municipality of São Roque do Canaã in the state of Espírito Santo. Flowers have been collected in July and September, and fruits in September.

Etymology. The epithet refers to the locality where the type was collected, 'Alto Misterioso'.

Conservation status: due to the apparent endemic distribution of *Begonia mysteriosa* L.Kollmann & A.P.Fontana, with extent of the occurrence estimated to be less than 10 km^2, it seems prudent to include this form in the Critically Endangered (CR) (B2ab(iii)) according to the criteria of the IUCN (2001).

Begonia mysteriosa resembles *B. barckleyana* L.B.Sm. from the southern Brazilian state of Santa Catarina with its glossy leaves, short and few-flowered inflorescences, large stipules and morphology of stamens and fruits. Nevertheless, it can be distinguished from *B. barckleyana* by its smaller leaf, leaf shape (ovate vs. elliptic), larger stipules (5.7 vs. 3 cm long), that roll up before falling (vs. straight), stigma more than two branches (vs. 2) and pistillate flowers with six tepals (vs. 5).

Acknowledgments

We acknowledge the staff of the Mello Leitão Biological Museum, especially Helio de Queiroz Boudet Fernandes, Director of the Museum and Curator of MBML, for their cooperation. We also thank Jorge Fontella Pereira for the Latin diagnosis and Marcos Sobral for suggestions and help with the English version.

References

Doorenbos, J.; Sosef, M. S. M. & Wilde, J. J. F. E. 1998. The sections of *Begonia* including descriptions, keys and species lists. Studies in Begoniaceae VI. Wageningen Agricultural University Papers 98-2: 1-266.

Duarte, A. P. 1961. Considerações acerca do comportamento e dispersão de algumas espécies de begônias do estado da Guanabara. Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 17: 57-105.

IUCN. 2001. IUCN Red List Categories and Criteria: Version 3.1. IUCN Species Survival Commission. IUCN, Gland, Switzerland, and Cambridge, United Kingdom.

Mittermeier, R. A.; Myers, N. & Mittermeier, C. G. 1999. Hotspots Earth´s biologically richest and most endangered terrestrial ecoregions. Conservation Internacional, 431p.

Smith, L. B.; Wasshausen, D. C.; Golding, J. & Karegeannes, C. E. 1986. Begoniaceae. Part I: Illustrated key. Part II: Annoted Species List. Smithsonian Contributions to Botany 60: 1-5.

Simões, L. L. & Lino, C. F. 2002. Sustentável Mata Atlântica: a exploração de seus recursos florestais. Ed. Senac, São Paulo, 215p.

Sinopse de Pilotrichaceae (Bryophyta) no Brasil

Thaís de Freitas Vaz-Imbassahy[1,4],
Caio Amitrano de Alencar Imbassahy[2] & *Denise Pinheiro da Costa*[3]

Resumo

(Sinopse de Pilotrichaceae (Bryophyta) no Brasil) A família Pilotrichaceae no Brasil apresenta 11 gêneros e 51 espécies, ocorre principalmente nos biomas Mata Atlântica e Amazônia, com maior riqueza de espécies concentradas nas Regiões Sudeste e Sul. Trinta e quatro táxons são neotropicais e 10 endêmicos do Brasil. Quatro táxons são considerados Vulneráveis, um Em Perigo e dois Criticamente em Perigo no país. Neste estudo foram aceitos os vinte oito sinônimos recentemente realizados no tratamento para o estado do Rio de Janeiro e nas revisões dos gêneros *Lepidopilum* e *Hypnella*. Foram estudados materiais tipos de seis espécies. É apresentada uma chave para gêneros e espécies, e para cada táxom são fornecidas informação sobre o tipo, material examinado, distribuição geográfica no Brasil e no mundo, substrato, variação altitudinal, *status* de conservação dos táxons no país e comentários taxonômicos quando necessários. São apresentadas ao final do trabalho três listas, uma de sinônimos e duas de táxons excluídos. São fornecidas também ilustrações para aqueles táxons que representam novos registros ou que se encontram ameaçados no país ou que não possuem ilustrações. Este estudo permitiu uma redução de 20% do número total de táxons citados para o Brasil.
Palavras-chave: briófitas, taxonomia, conservação, musgos pleurocárpicos.

Abstract

(Synopsis of Pilotrichaceae (Bryophyta) from Brasil) The Pilotrichaceae is represented in Brazil by 11 genera and 51 species, occurring mainly in the Atlantic Rain Forest and Amazonia, with the highest richness found in southeastern and southern Brazil. Thirty-four species are neotropical and 10 are endemic to Brazil. Four species are considered vulnerable, one endangered and two critically endangered. In this study 28 synonyms recently reduced in the treatment for Rio de Janeiro state and the taxonomic revisions of *Lepidopilum* e *Hypnella* are accepted. Type material of six species were studied. A key for the genera and species is provided, and for each species the following information is given; types, material examined, distributional range, substrate, altitudinal range, conservation status in the country and, when necessary, taxonomic comments. Following the taxonomic treatment three lists are presented, one with synonyms and two with excluded taxa. Illustrations are provided for those species that represents new records, considered threatened or those with no illustrations. This study reduced by 20% the total number of taxa cited previously for Brazil.
Key words: bryophytes, taxonomy, conservation, pleurocarpous mosses.

Introdução

A família Pilotrichaceae foi criada por Nils Conrad Kindberg (1899) e pertence à ordem Hookeriales, subfamília Hypnelloideae (Buck *et al.* 2005). Compreende 23 gêneros e cerca de 440 espécies no mundo (Crosby *et al.* 1999), apresentando-se bem diversificada na América tropical, com 21 gêneros e cerca de 200 espécies (Gradstein *et al.* 2001), especialmente nas regiões úmidas, bem como na África e Ásia tropicais. Pilotrichaceae caracteriza-se por apresentar os ramos primários rastejantes e os secundários ascendentes ou eretos, costa dupla geralmente bem desenvolvida, presença de hialoderme no caulídio da maior parte dos gêneros, filídios freqüentemente complanados, células variando de isodiamétricas a lineares, lisas ou papilosas, sendo as alares não diferenciadas, e caliptra geralmente pilosa (Buck 1998; Gradstein *et al.* 2001).

A família apresenta diversos problemas taxonômicos, especialmente no que diz respeito à delimitação de seus gêneros e espécies, o que em parte pode ser explicado pela grande variabilidade dos táxons. Esta variabilidade

Artigo recebido em 05/2008. Aceito para publicação em 07/2008.
[1]Bolsista CNPq (PROTAX), Aluna de doutorado do Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas (Botânica) Museu Nacional, UFRJ, Quinta da Boa Vista, São Cristóvão, 20940-040, Rio de Janeiro, RJ, Brasil
[2]Professor Substituto do Departamento de Botânica-Instituto de Biologia, UFRJ.
[3]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil
[4]Autor para correspondência: vazimbassahy@gmail.com

levou a descrições de muitas espécies novas no final do século XIX e início do século XX, principalmente por Mitten (1869), Hampe (1872, 1874a, b, 1877, 1879), Müller (1898, 1900), e Brotherus (1900, 1907).

Desde o tratamento clássico de Brotherus (1925), a posição dos gêneros de Pilotrichaceae tem variado no trabalho de diferentes autores (Miller 1971; Crosby 1974; Vitt 1984; Crum 1984; Buck 1987; Whittemore & Allen 1989; Buck & Goffinet 2000; Goffinet & Buck 2004), como apresentado no histórico da família de Vaz-Imbassahy & Costa (2008a).

No Brasil, a maioria dos trabalhos que tratam Pilotrichaceae (Sehnem 1979; Yano 1981, 1985, 1989, 1995, 1996, 2006; Yano & Lisboa 1988; Schäfer-Verwimp 1989; Pôrto 1990; Schäfer-Verwimp 1992; Yano & Mello 1992; Lisboa 1994; Lisboa & Maciel 1994; Costa & Yano 1995; Lisboa & Ilkiu-Borges 1996, 1997; Bastos & Vilas Bôas-Bastos 1998; Churchill 1998; Oliveira-e-Silva & Yano 1998, 2000; Lisboa *et al.* 1998, 1999; Visnadi & Vital 2000; Yano & Colletes 2000; Yano & Costa 2000; Valdevino *et al.* 2002; Vilas Bôas-Bastos & Bastos 2002, 2004; Santos & Lisboa 2003; Yano *et al.* 2003; Visnadi 2004; Yano & Bastos 2004; Yano & Câmara 2004; Yano & Peralta 2004; Câmara *et al.* 2005; Costa *et al.* 2005a, 2005b; Peralta & Yano 2005; Souza & Lisboa 2005; Joyce *et al.* 2006; Ganacevich & Mello 2006; Genevro *et al.* 2006; Lisboa *et al.* 2006; Paixão & Mello 2006; Peralta & Yano 2006; Yano & Peralta, 2006a,b; Yano & Pôrto 2006; Oliveira & Alves 2007; Yano & Peralta 2007) abordam inventários florísticos ou novas ocorrências para o país.

Recentemente estudos de cunho taxonômico com a família Pilotrichaceae foram realizados no Rio de Janeiro, sendo reconhecidos 10 gêneros e 34 espécies (Vaz & Costa 2006a,b; Vaz-Imbassahy & Costa 2008a,b). Estes trabalhos demonstram a importância da realização deste tipo de estudo para a contribuição ao conhecimento taxonômico de Pilotrichaceae, uma vez que reduziram em 42% o número total de táxons registrados para o estado (Vaz-Imbassahy & Costa 2008a).

O presente estudo tem como objetivo contribuir para o conhecimento da família Pilotrichaceae no Brasil, fornecendo uma sinopse da família para o país, com chave para a identificação dos gêneros e espécies. Além disso, para cada táxon são fornecidos comentários taxonômicos e ecológicos, sua distribuição no Brasil e no mundo, a variação altitudinal no Brasil, análise do *status* de conservação dos táxons no país e lista de espécies excluídas.

Material e Métodos

Inicialmente foi elaborada uma lista com 136 táxons de Pilotrichaceae registrados para o Brasil tendo como base Wijk *et al.* (1959-1969), os catálogos de Yano (1981, 1989, 1995, 1996, 2006) e os dados publicados posteriormente a estes (Câmara *et al.* 2005; Costa *et al.* 2005a, 2005b; Peralta & Yano 2005; Souza & Lisboa 2005; Peralta & Yano 2006; Yano & Pôrto 2006; Yano & Peralta 2007).

Em seguida, foi elaborada a revisão nomenclatural desta lista, com base em Allen (1986), Churchill (1988), Crosby *et al.* (1999), Vital & Visnadi (2000), Vaz & Costa (2006a, b), Vaz-Imbassahy & Costa (2008a, b e consulta pessoal ao Dr. Steven Paul Churchill do Missouri Botanical Garden, especialista na família. Além disso, foram incluídos os dados obtidos com o estudo das coleções dos seguintes herbários nacionais e estrangeiros: ALCB, H, HRJ, INPA, JE, MG, MO, NY, PACA, PI, RB, RFFP, R, S, SP, TENN, UFP.

A classificação adotada neste trabalho segue Goffinet & Buck (2004) e os termos utilizados na chave de identificação e comentários seguem Luizi-Ponzo *et al.* (2006).

Os dados de distribuição geográfica no Brasil e no mundo, variação altitudinal no país e substrato foram obtidos através do estudo das coleções de herbário, complementados com dados da literatura.

A análise do *status* de conservação das espécies seguiu os critérios estabelecidos por Hallinbäck & Hodgetts (2000).

São apresentadas, ao final do trabalho, ilustrações para os táxons que representam novos registros para o Brasil (*Lepidopilum erectiusculum* e *L. pallidonitens*), para aqueles que apresentam algum grau de ameaça no país (*Brymela fluminensis*, *Cyclodyction olfersianum*, *Hypnella punctata*, *Thamniopsis pendula*, *T. purpureophylla* e *Trachyxiphium variabile*), que não apresentam ilustrações em outros trabalhos (*Cyclodictyon marginatum*) ou que apresentam restrição de habitat (*Philophyllum tenuifolium*). Como não foi possível examinar material de *Hypnella punctata*, a ilustração foi redesenhada de Allen (1986).

Resultados

Eram citadas na literatura para o Brasil 14 gêneros e 136 espécies de Pilotrichaceae (Wijk *et al.* 1959-1969; Yano 1981, 1989, 1995, 1996, 2006). Após a revisão nomenclatural da lista e do estudo das coleções de diferentes herbários foi possível reduzir em 66% o número total de táxons registrados para o país. Cinquenta e oito espécies foram excluídas por serem consideradas errôneas ou duvidosas e 28 foram reduzidas a sinônimos por diferentes autores (Florschütz-de Waard 1986; Churchill 1988; Churchill & Fuentes 2005; Vaz & Costa 2006a, b; Vaz-Imbassahy & Costa 2008a, b). Duas espécies representam novas ocorrências para o país: *Lepidopilum erectiusculum* e *Lepidopilum pallidonitens*. Assim, neste estudo são reconhecidos para o Brasil 11 gêneros e 51 espécies de Pilotrichaceae ocorrendo em 23 estados do país (Tab. 1), representando 35% do total de espécies desta família registrada para a América tropical e 11% para o mundo.

Chave para gêneros e espécies de Pilotrichaceae do Brasil

1. Filídios sem costa ou com costa curta e bifurcada (ca. 1/6 do comprimento do filídio) ou ligeiramente alongada e simples. Plantas freqüentemente encontradas em tanques de bromélias .... *Philophyllum tenuifolium*

1'. Filídios sempre com costa, costa dupla, curta ou longa.

  2. Células da lâmina papilosas.

    3. Células da lâmina uni- ou pluripapilosas, papilas sobre o lúmen celular.

      4. Células da lâmina unipapilosas (raramente com duas papilas), isodiamétricas ... . 5. *Callicostella* p.p.

        5. Margem do filídio sem dentes inflados; costa não projetada ...... *C. martiana*

        5'. Margem do filídio com dentes inflados; costa projetada, denteada no ápice.

          6. Filídios laterais e dorsais/ventrais diferenciados pela forma ou simetria.

            7. Filídios diferenciados por simetria, os laterais assimétricos com ápice rotundo e dorsais/ventrais simétricos com ápice variando de agudo, rotundo a cuspidado; margem levemente serrulada na metade superior do filídio; células da lâmina raramente papilosas; seta rugosa .... *C. pallida*

            7'. Filídios diferenciados por forma, laterais oblongos com ápice rotundo a truncado ou agudo a mucronado e dorsais/ventrais ovados com ápice obtuso; margem serreada na metade superior do filídio; células da lâmina papilosas, podendo as basais serem lisas; seta lisa.

              8. Filídios laterais com ápice rotundo a truncado; costa convergente no ápice; seta lisa .... *C. apophysata*

              8'. Filídios laterais com ápice agudo a mucronado; costa paralela ou divergente no ápice; seta rugosa .... *C. ciliata*

          6'. Filídios laterais e dorsais/ventrais similares.

9. Filídios oblongos; costa alcançando ca. 5/6 do comprimento do filídio, ápice denteado por 1–2 dentes .... *C. microcarpa*
9'. Filídios ovados a oblongo-ovados; costa alcançando ca. 9/10 do comprimento do filídio, ápice denteado por 2–4(–6) dentes .... *C. depressa*
4'. Células da lâmina pluripapilosas, alongadas. .... 10. *Hypnella*
10. Filídios côncavos, ápice cuculado, costa alcançando ca. 1/4-1/2 do comprimento, células da lâmina com 3-7 papilas pedunculado-estreladas .... *H. pallescens*
10'. Filídios planos, ápice longo-aristado ou agudo, costa alcançando ca. 3/5-4/5 do comprimento, células da lâmina com 2-5 papilas simples.
11. Ápice do filídio agudo, margem levemente diferenciada por células lisas e alongadas .... *H. punctata*
11'. Ápice do filídio longo-aristado, margem não diferenciada .... *H. pilifera*
3'. Células da lâmina unipapilosas, papilas no ângulo apical.
12. Células da lamina alongadas, 4–8 vezes mais longas que largas.
13. Dentes marginais do filídio usualmente simples, não inflados .... 14. *Brymela*
14. Filídios lanceolados, planos, falcados, não ondulados, com ápice longo-acuminado .... *B. fluminensis*
14'. Filídios oblongos a oblongo-lanceolados, freqüentemente côncavos, não falcados, ondulados, com ápice obtuso ou mais comumente agudo .... *B. parkeriana*
13'. Dentes marginais do filídio freqüentemente bífidos, inflados .... 15. *Trachyxiphium p.p.*
15. Costa alcançando até 4/5 do comprimento do filídio, ápice projetado, freqüentemente cristado.
16. Filídios ligeiramente diferenciados, os laterais assimétricos e os dorsais/ventrais simétricos; margem fortemente serreada, com dentes inflados e bífidos; costa com ápice fortemente denteado e cristado .... *T. guadalupense*
16'. Filídios não diferenciados, os laterais e os dorsais/ventrais similares; margem serrulada a serreada, ocasionalmente com dentes inflados e bífidos; costa com ápice levemente denteado, nunca cristado .... *T. variabile*
15'. Costa ultrapassando 4/5 do comprimento do filídio, ápice não projetado, nunca cristado .... *T. aduncum*
12'. Células da lâmina curtas (2–4 vezes mais longas que largas) ou isodiamétricas.
17. Costa inconspícua, ca. 1/2 do comprimento do filídio; seta lisa .... *Helicoblepharum brasiliense*
17'. Costa conspícua, 2/3-4/5 do comprimento do filídio; seta lisa ou ocasionalmente rugosa .... 18. *Pilotrichum*
18. Filídios planos a ligeiramente côncavos; costa cristada, crista alta a baixa, ápice formando longo espinho; propágulos no espinho da costa .... *P. bipinnatum*
18'. Filídios côncavos; costa cristada ou não, crista baixa, com ápice ligeiramente projetado; propágulos na base da costa .... *P. evanescens*
2'. Células da lâmina lisas ou raramente papilosas.
19. Filídios bordeados por células mais estreitas e alongadas do que as da lâmina.
20. Dentes marginais do filídio freqüentemente inflados, algumas vezes bífidos .... 21. *Thamniopsis p.p.*

21. Filídios do caulídio e dos ramos diferenciados .... *T. cruegeriana*
21'. Filídios do caulídio e dos ramos não diferenciados.
22. Filídios laterais assimétricos e dorsais/ventrais simétricos, levemente ou não ondulados.
23. Filídios oblongo-ovados a elípticos; células da lâmina romboidais (± 1-2:1) . ... *T. incurva*
23'. Filídios lanceolados a oblongo-laceolados; células da lâmina romboidais a longo-romboidais (± 4-6:1) .... *T. langsdorffii*
22'. Filídios laterais e dorsais/ventrais não diferenciados, similares, fortemente ondulados .... *T. undata*
20'. Dentes marginais do filídio não inflados ou bífidos.
24. Células da lâmina laxas, curto-hexagonais a romboidais; seta lisa, cápsula pendente, dentes do exóstoma estriados transversalmente .... 25. *Cyclodictyon*
25. Margem composta por 2 ou mais fileiras de células mais estreitas que as da lâmina.
26. Filídios oblongos a oblongo-ovados, ápice abruptamente acuminado a apiculado; borda composta por 2–3 fileiras de células mais estreitas......... .... *C. albicans*
26'. Filídios oblongos, ápice cuspidado; borda composta por 3 fileiras de células mais estreitas .... *C. marginatum*
25'. Margem composta por 1–2 fileiras de células mais estreitas que as da lâmina.
27. Ápice da costa projetado na superfície dorsal.
28. Filídios ovados a oblongo-ovados .... *C. limbatum*
28'. Filídios oblongos .... *C. olfersianum*
27'. Ápice da costa não projetado na superfície dorsal .... *C. varians*
24'. Células da lâmina lineares ou longo-romboidais; seta papilosa ou mais freqüentemente espinhosa, dentes do exóstoma papilosos .... 29.*Lepidopilum p.p.*
29. Margem composta por 2-5 fileiras de células lineares e mais estreitas que as da lâmina .... *L. tortifolium*
29'. Margem composta por 1-4(5) fileiras de células lineares e mais estreitas que as da lâmina.
30. Filídios oblongo-obovados, ápice agudo a rotundo-apiculado ... *L. surinamense*
30'. Filídios ovado-lanceolados a ovado-oblongos, ápice curto a longo-acuminado .... *L. polytrichoides*
19'. Filídios não bordeados, células marginais similares às da lâmina ou gradualmente diferenciadas em direção à margem.
31. Células da lâmina curtas, isodiamétricas a curto-oblongas, 2–3:1 .... 32. *Callicostella p.p.*
32. Filídios oblongos a oblongo-ovados, ápice rotundo; costa convergente no ápice; seta lisa .... *C. merkelii*
32'. Filídios oblongos, ápice truncado a cuspidado, algumas vezes agudo, e menos frequentemente longo-acuminado; costa paralela no ápice; seta rugosa ou papilosa .... *C. rufescens*
31'. Células da lâmina alongadas, (4–)5–10 ou mais:1.
33. Plantas freqüentemente epífitas, ramos secundários ascendentes e freqüentemente perpendiculares ao substrato; seta lisa a mais comumente papilosa ou espinhosa, dentes do exóstoma papilosos ou estriados transversalmente.

34. Exóstoma papiloso; seta papilosa ou espinhosa .... 35. *Lepidopilum* p.p.
  35. Filídios laterais e dorsais/ventrais diferenciados, os laterais assimétricos e os dorsais/ventrais simétricos.
    36. Filídios ovados a oblongo-lanceolados, freqüentemente 2–3 vezes mais longos que largos.
      37. Filídios ovados .... *L. ovalifolium*
      37'. Filídios oblongo-lanceolados.
        38. Ápice do filídio agudo, podendo apresentar propágulos, e células romboidais .... *L. cubense*
        38'. Ápice do filídio acuminado, sem propágulos e células linear-romboidais.
          39. Filídios laterais fortemente sigmóides; margem dos filídios serreada no ápice e serrulada em direção à base .... *L. scabrisetum*
          39'. Filídios laterais não sigmóides; margem dos filídios serrulada no ápice e inteira a sinuada em direção à base............................. *L. caudicaule*
    36'. Filídios lanceolados, freqüentemente 4–5 vezes mais longos que largos.
      40. Ápice do filídio acuminado a longo-acuminado.
        41. Filídios ovado-lanceolados, ápice acuminado, células romboidais .... *L. muelleri*
        41'. Filídios oblongo-lanceolados, ápice longo-acuminado, células lineares .... *L. subsubulatum*
      40'. Ápice do filídio curto-acuminado .... *L. brevipes*
  35'. Filídios laterais e dorsais/ventrais não diferenciados, todos similares e simétricos.
    42. Filídios oblongos a ovado-oblongos.
      43. Filídios ovado-oblongos, ondulados, ápice agudo e frequentemente com propágulos na base .... *L. affine*
      43'. Filídios oblongos, não ondulados, ápice mucronado a cuspidado ou longo-cuspidado .... *L. pallidonitens*
    42'. Filídios lanceolados a oblongo-lanceolados.
      44. Margem do filídio fortemente serreada e com dentes projetados .... *L. erectiusculum*
      44'. Margem do filídio serrulada a levemente serreada, sem dentes projetados....... .... *L. longifolium*

34'. Exóstoma estriado transversalmente; seta lisa ou, muito raramente, papilosa .... 45. *Lepidopilidium*
  45. Filídios ligeiramente diferenciados, os laterais assimétricos e os dorsais/ventrais simétricos; margem ligeiramente bordeada por células mais estreitas que as da lâmina.
    46. Filídios oblongos a oblongo-ovados, com ápice obtuso .... *L. plebejum*
    46'. Filídios ovados, com ápice acuminado .... *L. portoricense*
  45'. Filídios não diferenciados, todos simétricos e similares; margem não bordeada.
    47. Ápice do filídio agudo; margem serreada no ápice e inteira em direção à base; costa alcançando ca. 1/2 do comprimento do filídio .... *L. brevisetum*
    47'. Ápice do filídio acuminado a longo-acuminado; margem serrulada a serreada no ápice e serrulada em direção à base; costa alcançando 1/2–2/3 do comprimento do filídio.
      48. Ápice do filídio longo-acuminado; margem serreada no ápice; costa alcançando 1/2 do comprimento do filídio; células apicais da lâmina lineares ... *L. aureo-purpurem*
      48'. Ápice do filídio acuminado; margem serrulada no ápice; costa alcançando 1/2–2/3 do comprimento do filídio; células apicais da lâmina linear-romboidais .... *L. laevisetum*

33'. Plantas freqüentemente terrestres ou saprófitas, ocasionalmente em troncos vivos de árvore; seta lisa, dentes do exóstoma estriado transversalmente.

49. Ramos em secção transversal com hialoderme evidente; células basais da lâmina diferentes das apicais (areolação heterogênea) .... 50. *Thamniopsis p.p.*

50. Margem do filídio inteira, ápice obtuso .... *T. pendula*

50'. Margem do filídio serrulada, ápice aristado .... *T. purpureophylla*

49'. Ramos em secção transversal sem hialoderme; células basais da lâmina similares às apicais (areolação homogênea) ....*Trachyxiphium heteroicum*

1. *Brymela fluminensis* (Hampe) W.R. Buck, Brittonia 39: 217. 1987. **Tipo**: BRASIL. RIO DE JANEIRO: *A.F.M. Glaziou 11727* (holótipo, BM; isótipo, NY). Fig. 1 a-h

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Cachoeira do Maromba, 27.V.1927, *P. Occhioni s.n.* (RB 156664).

Espécie endêmica do Brasil e restrita à Mata Atlântica, encontrada no ES, RJ, SP, PR e RS, ocorrendo sobre rochas úmidas, 800–2500 m. *Status* de conservação: Vulnerável (VU).

Embora tenham sido realizados esforços de coleta no estado do Rio de Janeiro incluindo a localidade do único material examinado, e tenham sido visitados os principais herbários do país, não foi encontrado nenhum outro material coletado há menos de 20 anos.

2. *Brymela parkeriana* (Hook. & Grevile) W.R. Buck, Brittonia 39: 218. 1987. **Tipo**: GUIANA. DEMERARA: *T. Parker s.n.* (holótipo, BM).

Material examinado: BRASIL. AMAZONAS: Manaus, 1.VIII.1974, *D. V. Vital 4286* (SP); estrada Manaus-Itacoatiara, Reserva Florestal Ducke, 28.I.1977, *R. C. Lisboa 256* (MG); Serra do Curicuriari, 10.VI.1979, *O. Yano 1869* (INPA); entre Manaus e São Gabriel, ao longo do Rio Negro, 9-12.VII.1979, *W. R. Buck 2445* (TENN).

Ocorre no norte da América do Sul e Barbados e no Brasil é restrita a região Amazônica (AM, PA e MT), crescendo sobre troncos, ramos e folhas de árvores e arbustos, lianas e cupinzeiros sobre árvores, 0–250 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

3. *Callicostella apophysata* (Hampe) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 352. 1877. **Tipo**: BRASIL. RIO DE JANEIRO: *A.F.M. Glaziou, ex* Herb. Hampe *nº 7199* (holótipo, BM!).

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Magé, Distrito de Santo Aleixo, RPPN El Nagual, 4.VIII.2005, *N. D. Santos & D. P. Costa 333* (RB); 5.VIII.2005, *N. D. Santos & D. P. Costa 363* (RB).

Endêmica do Brasil, conhecida para GO e RJ, ocorrendo sobre rochas e troncos em decomposição, ao longo de cursos de água, 200–400 m. *Status* de conservação: Dados deficientes (DD).

4. *Callicostella ciliata* (Schimp.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 355. 1877. **Tipo**: MÉXICO. MIRADOR: *F.M. Liebmann* (holótipo, C).

Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: Ilha Bela, 31.XII.1982, *O. Yano 5164* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical. No Brasil é conhecida para o MT e SP, ocorrendo sobre troncos em decomposição e pedra de rio, podendo estar submersa, 0-800 m. *Status* de conservação: Dados deficientes (DD).

5. *Callicostella depressa* (Hedw.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 352. 1877. **Tipo**: JAMAICA. 1783-1787, *O. Swartz s.n.* (holótipo, NY).

Material examinado: BRASIL. ACRE: Juruá, Rio Juruá, V.1901, *E. Ule s.n.* (MG 20106); Reserva Indígena da Praia do Carapanã, colocação Macuripe, 20.XI.1995, *D.P. Costa et al. 2708* (RB). AMAZONAS: estrada entre Humaitá e Porto Velho, 4.V.1982, *A.*

Fife et al. 4040 (INPA); São Gabriel da Cachoeira, 18.VII.1977, *O. Yano 2037* (SP). MATO GROSSO: Chapada dos Guimarães, 21.III.1983, *R. C. L. Lisboa et al. 3180* (MG). MINAS GERAIS: Padre Paraíso, 29.III.1976, *Vital 5895* (SP). PARÁ: Marabá, Serra Norte (Carajás), 17.III.1985, *R. Secco et al. 494* (MG); Serra do Cachimbo, 10-15.V.1983, *W. D. Reese 16714* (INPA). RIO DE JANEIRO: Rio de Janeiro, PARNA Tijuca, Rio dos Macacos, 13.IX.1984, *D. P. Costa 114* (RB); Santa Maria Madalena, trilha para o Pico do Desengano, *T. F. Vaz-Imbassahy et al.* 142 (RB). RONDÔNIA: Alvorada, *Silva & C. S. Rosário 6409* (MG); Vilhena, estrada para Aripuanã, 21.V.1984, *C. S. Rosário et al. 468* (MG). RORAIMA: BR 174 (Manaus-Venezuela), 29.XI.1977, *W. R. Buck et al. 1947a* (INPA). SÃO PAULO: Cubatão, 18.VI.1986, *D. M. Vital 13819* (SP); Peruíbe, 3.VII.1988, *O. Yano et al. 11577* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para RR, RO, AC, AM, PA, AL, MT e RJ, sendo aqui ampliada a sua distribuição para a Região Sudeste, estados de MG e SP. Ocorre sobre troncos em decomposição, solo e pedras, mais raramente sobre troncos de árvore, 0–800 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

6. *Callicostella martiana* (Hornsch.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 351. 1877. **Tipo**: BRASIL. BAHIA: Rio São Francisco, próximo a Juazeiro, *C.F.P. Martius s.n.* (holótipo, BM).
Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Parati, estrada para Parati-Mirim, 22.X.1990, *D.P. Costa et al. 1315* (RB).

Endêmica do Brasil, conhecida para BA, MT, MG, RJ, PR, SC e RS, ocorrendo sobre troncos em decomposição, solo ou pedras, freqüentemente associada a cursos de água, 0–1000 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

7. *Callicostella merkelii* (Hornsch.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 356 (1877). **Tipo**: BRASIL. RIO DE JANEIRO: *F. Merkel s.n.* (holótipo, BM).
Material examinado: BRASIL. ACRE: Juruá, Rio Juruá, VI.1901, *E. Ule s.n.* (MG 20107). AMAZONAS: Lábrea, Bacia do Rio Purus, 31.X.1969, *G. Prance et al. 8129* (INPA). PERNAMBUCO: Bonito, Reserva Ecológica, 28.IV.1995, *s. col.* (UFP 20255); Quipapá, 2.IX.1980, *O. Yano et al. 2863* (SP). RIO DE JANEIRO: Angra dos Reis, Ilha Grande, trilha para Parnaioca, 16.V.1995, *M. I. M. N. Oliveira-e-Silva 4161* (HRJ); Campos dos Goytacazes, Fazenda Mocotó, *T.F. Vaz-Imbassahy et al. 179* (RB); Mangaratiba, km 54 da rodovia Rio-Santos, Reserva Ecológica Rio das Pedras, 5.VIII.1993, *M. I. M. N. Oliveira-e-Silva 596* (HRJ); Rio de Janeiro, PARNA Tijuca, trilha para Cachoeira das Almas, *T. F. Vaz-Imbassahy et al.* 108 (RB); Santa Maria Madalena, Morumbeca do Imbé, *T. F. Vaz-Imbassahy et al.* 162 (R).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para as florestas Amazônica e Atlântica, estados de RR, AP, AC, PA, MG, RJ, SP e SC, sendo aqui citada pela primeira vez para AM e PE. Ocorre sobre solo, pedras e troncos em decomposição, freqüentemente associados a cursos de água, 0–800 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

8. *Callicostella microcarpa* Ångstr., Öfvers. Förh. Kongl. Svenska Vetensk.-Akad. 33(4): 27. 1876. **Tipo**: BRASIL. MINAS GERAIS: *C.F.P. Martius s.n.* (holótipo, BM ?).
Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Petrópolis, Serra da Estrela, trilha para o Morro do Castelo, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 87* (R). MINAS GERAIS: Caldas, *J. F. Widgren s.n.* (SP 113421); *C. F. Hornschuch & C. F. P. Matius s.n.* (SP 113414). SÃO PAULO: 4.II.1920, *A. Gerht 39* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para as florestas Amazônica e Atlântica, estados de RR, AM, PA, MG, RJ, SP e SC. Ocorre sobre troncos em decomposição, solo e pedras, freqüentemente associada a cursos de água, 0–850 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Pode ser reconhecida pelo seu tamanho reduzido (0,8–1,0 mm de largura), e filídios variando entre 0,5–0,8 mm de comprimento e 0,1–0,3 mm de largura.

9. *Callicostella pallida* (Hornsch.) Ångstr., Öfvers. Förh. Kongl. Svenska Vetensk.-Akad. 33(4): 27. 1876. **Tipo**: BRASIL. AMAZONAS: Segundo afluente do Rio Amazonas, *C.F.P. Martius s.n.*; MINAS GERAIS: Vila Rica, *C.F.P. Martius s.n.*; RIO DE JANEIRO: Tijuca, *H.C. Beyrich & J.F.M. Olfers s.n.* (síntipos, BM).

Figura 1 – a-h. *Brymela fluminensis* (Hampe) W. R. Buck – a. hábito; b. detalhe do gametófito com esporófito; c. filídio; d. forma do filídio; e. células do ápice do filídio; f. detalhe do ápice da costa; g. células da margem do filídio; h. células da base do filídio (*Occhioni s.n.* RB 156664). i-l. *Cyclodictyon marginatum* (Hook. & Wilson) O. Kuntze – i. detalhe do gametófito; j. filídios; k. células do ápice do filídio; l. detalhe do ápice da costa e células da margem do filídio (*Vaz-Imbassahy 156*). m-p. *C. olfersianum* (Hornsch.) O. Kuntze – m. detalhe do gametófito com esporófito; n. filídio; o. células do ápice do filídio; p. detalhe do ápice da costa e células da margem do filídio (*Costa 506*). q-t. *Hypnella punctata* Broth. – q. filídios; r. células do ápice do filídio; s. células da margem do filídio; t. células da base do filídio (redesenhado de Allen, 1986). u-y. *Lepidopilum erectiusculum* (Taylor) Mitt. – u. detalhe do gametófito com esporófito; v. filídios; w. células do ápice do filídio; x. células da base do filídio; y. detalhe da seta papilosa (*Prance 12551*).

Material examinado: BRASIL. ACRE: Cruzeiro do Sul, Porangaba, 16.V.1971, *Maas et al. P13042* (INPA). AMAPÁ: Macapá, Rio Araguari, VIII.1983, *C.S. Rosário 230* (MG). AMAZONAS: Fortaleza, Rio Purciari, 1.VII.1971, *G. Prance et al. 13864* (MG). BAHIA: Eunápolis, Estação Veracruz, 11.VI.1999, *S. Vilas Bôas-Bastos & C. J. Bastos 805* (ALCB). PARÁ: Belém, 19.X.1982, *R. C. L. Lisboa et al. 436* (SP); Ilha do Mosqueiro, 3.X.1967, *P. Cavalcante 1828* (MG). MATO GROSSO: Aripuanã, 27.IX.1975, *R. C. L. Lisboa et al. 342* (MG); Barra do Garça, 20.V.1968, *D. M. Vital 1345* (SP). MATO GROSSO DO SUL: Corumbá, 2.XI.1993, *O. Yano et al. 21096* (SP). PERNAMBUCO: Rio Formoso, 16.VII.1985, *K. C. Pôrto 1178* (UFP); São Lourenço da Mata, 4.II.1988, *O. Yano & G. Mariz 11265* (SP). RIO DE JANEIRO: Angra dos Reis, 19.VII.1966, *D.M. Vital 945* (SP); Mangaratiba, km 54 da rodovia Rio-Santos, Reserva Ecológica Rio das Pedras, 11.II.1993, *M. I. M. N. Oliveira-e-Silva 181-a* (HRJ); Petrópolis, Serra da Estrela, trilha para o Morro do Castelo, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 97* (RB); Rio de Janeiro, PARNA Tijuca, 10.IX.1983, *D. P. Costa 33* (RB); Santa Maria Madalena, trilha para Morumbeca do Imbé, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 171* (R). RORAIMA: vizinhança de Auaris, 23.VII.1974, *G. Prance 21341* (MG). RONDÔNIA: Jaru, 2.X.1986, *D. M. Vital 14047* (SP); Ouro Preto do Oeste, 3.X.1986, *D. M. Vital 14112* (SP); Presidente Médici, *R. C. L. Lisboa et al. 3375* (MG). SÃO PAULO: Cananéia, 27.VIII.1997, *O. Yano & G. A. Lindenberg 24919* (SP); Cubatão, 18.IV.1993, *O. Yano et al. 18790* (SP); Mogi das Cruzes, 26.VII.1961, *G. Eiten & L. T. Eiten 2502* (SP); Mongaguá, 22.IV.1993, *O. Yano & M. Marcelli 18948* (SP); Peruíbe, 23.VII.1988, *O. Yano & M. Marcelli 11695* (SP); Santos, XII.1920, *J. Melzer s.n.* (SP88574).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil está amplamente distribuída (RR, RO, AP, AC, AM, PA, PE, TO, CE, AL, SE, BA, GO, MT, MS, MG, ES, RJ, SP, PR, SC e RS), ocorrendo sobre troncos e raízes vivos, troncos em decomposição e pedras, freqüentemente associada a cursos de água, 0–1300 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

10. *Callicostella rufescens* (Mitt.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 355. 1877. **Tipo:** BRASIL. PARÁ: Rio Amazonas, *R. Spruce 629* (holótipo, BM).
Material examinado: BRASIL. AMAZONAS: Barcelos, Serra do Aracá, III.1984, *C. S. Rosário 292* (MG). PERNAMBUCO: Bonito, Reserva Ecológica, 28.IV.1995, *K. C. Pôrto & O. Yano s.n.* (UFP 20118); Brejo Madre de Deus, Bituri Grande, 28.V.1992, *J.A. Valdevino s.n.* (UFP 8484); Cabo, 6.IV.2000, *S.R. Germano s.n.* (UFP 32912); Gurjaú, Mata do Macaco, 18.IX.1995, *P. S. A. Sá & S.R. Germano s.n.* (UFP 11307); Rio Formoso, 18.VI.1985, *K. C. Pôrto 1094* (UFP); Timbaúba, Engenho Água Azul, 6.V.1993, *S. R. Germano & P. S. A. Sá s.n.* (UFP 8726). RIO DE JANEIRO: Parati, trilha do Corisco para Rasa, 13.XI.1990, *D. P. Costa et al. 1407* (RB).

É Neotropical e no Brasil apresenta distribuição disjunta entre as florestas Amazônica e Atlântica, estados do AM, PA e RJ, sendo aqui citada pela primeira vez para PE. Cresce sobre pedras, troncos em decomposição e, menos freqüentemente, solo e lianas, 0–200 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

11. *Cyclodictyon albicans* (Hedw.) O. Kuntze, Revis. Gen. Pl. 2: 835. 1891. **Tipo:** JAMAICA. *O. Swartz s.n.* (holótipo, G).
Material selecionado: BRASIL. CEARÁ: Moranguape, 13.X.1993, *O. Yano et al. 20703* (SP). MATO GROSSO DO SUL: Corumbá, 2.XI.1993, *O. Yano et al. 21097* (SP). MINAS GERAIS: Itamonte, 4.VII.1991, *D. M. Vital & W.R. Buck 19418* (SP). PARANÁ: Foz do Iguaçu, 23.IX.1984, *D.M. Vital & W. R. Buck 12084* (SP); Guaraniaçú, 14.III.1976, *D. M. Vital 5784* (SP). PERNAMBUCO: Inajá, 6.IX.1980, *O. Yano & D. Andrade-Lima 2954* (SP); Triunfo, 7.IX.1980, *O. Yano & D. Andrade-Lima 3001* (SP). RIO DE JANEIRO: Nova Friburgo, Pico da Caledônia, 4.V.1988, *D. P. Costa et al. 661* (RB); Petrópolis, Serra da Estrela, Estrada Velha, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 45* (RB); Santa Maria Madalena, trilha para o Pico do Desengano, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 145* (R). RIO GRANDE DO SUL: Dois Irmãos, Morro Dois Irmãos, XI.1971, *A. Sehnem 11902* (RB); Montenegro, Linha São Pedro, 11.VI.1946, *A. Sehnem 399* (RB). SÃO PAULO: Águas da Prata, 17.III.1983, *O. Yano 6140* (SP); Cunha, 9.IX.1984, *D. M. Vital & W. R. Buck 11472* (SP); Eldorado, 29.IX.1984, *D. M. Vital & W. R. Buck 12489* (SP); Guarujá, 13.III.2005, *D. F. Peralta 2696* (SP); Iporanga, 29.IX.1984, *D. M. Vital & W. R. Buck 12597* (SP); Restinga, 26.VIII.1998, *D. M. Vital s.n.* (SP 388543); São Paulo, 21.V.1974, *O. Yano 283* (SP); Ubatuba, 22.XI.2003, *D. F. Peralta et al. 1606* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para CE, MT, MS, MG, RJ, PR e RS, sendo aqui citada pela primeira

vez para PE e SP. Ocorre sobre pedras úmidas, solo, troncos vivos e em decomposição, freqüentemente associada a cursos de água, 0–2400 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

12. *Cyclodictyon limbatum* (Hampe) O. Kuntze, Revis. Gen. Pl. 2: 835. 1891. **Tipo:** BRASIL. RIO DE JANEIRO: *A.F.M. Glaziou 7221* (holótipo, MANCH).

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Petrópolis, 16.II.1924, *M. C. V. Bandeira s.n.* (RB 174403). RIO GRANDE DO SUL: Bom Jesus, Arroio das Capoeiras, 15.I.1942, *A. Sehnem 292* (PACA); São Leopoldo, Horto Florestal, 28.X.1941, *A. Sehnem 203* (PACA). SANTA CATARINA: Lages, 10.I.1951, *A. Sehnem 5433a* (PACA). SÃO PAULO: São Paulo, 9.IV.1974, *O. Yano 184* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil encontra-se restrita à Mata Atlântica, sendo conhecida para os estados das Regiões Sudeste e Sul (RJ, SP, PR, SC e RS). Ocorre sobre solo úmido, pedras, troncos em decomposição, freqüentemente associada a cursos de água, 0–1200 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

13. *Cyclodictyon marginatum* (Hook. & Wilson) O. Kuntze, Revis. Gen. Pl. 2: 835. 1891. **Tipo:** BRASIL. MINAS GERAIS: Piedade, C.A. *Gardner 87* (holótipo, BM). Fig. 1 i-l

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Lima Duarte, 9.VIII.1993, *O. Yano & M. Marcelli 20369* (SP). RIO DE JANEIRO: Teresópolis, Pedra do Sino, 25.VII.1990, *A. Schäfer-Verwimp & I. Verwimp 13124* (SP, como *C. mollicullum*); Santa Maria Madalena, P.E. Desengano, base da Pedra do Desengano, 15.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 156* (RB).

Endêmica do Brasil, conhecida para as Regiões Sudeste e Sul, estados de MG, SP, PR e RS, sendo aqui citada para o RJ. Ocorre sobre pedras ao longo de cursos de água, solo e troncos em decomposição, 750–1720 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Diferencia-se das congêneres pela sua coloração castanha, filídios com ápice aristado e células da lâmina muito pequenas (14 x 35–47 mm).

14. *Cyclodictyon olfersianum* (Hornsch.) O. Kuntze, Revis. Gen. Pl. 2: 835. 1891. **Tipo:** BRASIL. RIO DE JANEIRO: Tijuca, *I.F.W. Olfers s.n.; ibidem F. Sellow s.n.* (síntipos, BM). Fig. 1 m-p

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Fazenda Bom Destino, 22.II.1924, *M C. V. Bandeira s.n.* (HRJ). RIO DE JANEIRO: Nova Friburgo, Estrada de Vargem Alta para Friburgo, 11.XII.1987, *D. P. Costa et al. 506* (RB). SÃO PAULO: Itaperica da Serra, 24.VI.1965, *G. Eiten & R. Godland 6315* (SP).

Ocorre nas Antilhas e no Brasil é conhecida para os estados de MG, RJ, SP, PR, SC e RS, crescendo sobre troncos de árvore e pedras, freqüentemente associada a cursos de água, 0–1100 m. *Status* de conservação: Vulnerável (VU).

Apresenta distribuição restrita às formações de Mata Atlântica, de Terras Baixas, Submontana e Montana, do sudeste e sul do país, e apesar dos esforços de coleta realizados nos últimos anos no Rio de Janeiro, e do estudo das coleções dos principais herbários dessas regiões, o táxon não é recoletado há mais de 20 anos.

15. *Cyclodictyon varians* (Sull.) O. Kuntze, Revis. Gen. Pl. 2: 835. 1891. **Tipo:** CUBA. *W. Wright s.n.* (holótipo, FH).

Material examinado: BRASIL. PARANÁ: Foz do Iguaçu, 23.IX.1984, *D. M. Vital & W. R. Buck 12094* (SP). RIO DE JANEIRO: Mangaratiba, km 54 da Rodovia Rio-Santos, Reserva Ecológica Rio das Pedras, 25.III.1993, *M. I. M. N. Oliveira-e-Silva 234* (HRJ); Petrópolis, Serra da Estrela, Estrada Velha, 19.VII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 46* (R).

Apresenta distribuição Neotropical, alcançando o sul dos Estados Unidos, e no Brasil é conhecida para AM, MS, RJ e SP, sendo aqui citada pela primeira vez para o PR. Ocorre sobre troncos em decomposição, pedras e raízes de árvore, freqüentemente associada a cursos de água, 0–500 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

16. *Helicoblepharum brasiliense* Herzog, Arch. Bot. Est. São Paulo 1(2): 83. 1925. **Tipo:** BRASIL. MINAS GERAIS: Passa Quatro, III.1921, *J.F. Zikán 232* (holótipo, SP!).

Endêmica do Brasil, ocorrendo no estado de MG, sem informação sobre a localidade,

substrato e altitude. *Status* de conservação: Dados deficientes (DD).

Foi incluída em dados deficientes, visto que o conhecimento da brioflora do estado de Minas Gerais está quase que restrito aos trabalhos de Ångström (1876) e o único exemplar conhecido é o tipo, coletado há mais de 80 anos.

Apresenta filídios lanceolados a ovados, com células da lâmina oblongas a romboidais, com papila no ângulo apical e costa inconspícua divergente.

17. *Hypnella pallescens* (Hook.) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 365. 1877. **Tipo**: VENEZUELA. Rio Orinoco, *A. Humboldt & A. Bonpland s.n.* (holótipo, E; isótipos, BM, NY).

Material examinado: BRASIL. AMAZONAS: Rio Uatumã, estrada para hidrelétrica de Balbina, 8 e 11.VIII.1979, *W. R. Buck 2654* (INPA). BAHIA: Eunápolis, Estação Veracruz, 11.VI.1999, *S. Vilas Bôas-Bastos & C. J. Bastos 910* (ALCB). RONDÔNIA: Vilhena, 24.V.1984, *C.S. Rosário et al. 540* (MG). SÃO PAULO: Santo André, IX.1920, *F. C. Hoehne s.n.* (SP 5561); São Paulo, 24.IX.1923, *F. C. Hoehne s.n.* (SP 169940).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados do AM, PA, BA, MT e RJ, sendo aqui citada pela primeira vez para RO e SP. Ocorre sobre troncos em decomposição e pedras úmidas, 0–800 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

18. *Hypnella pilifera* (Hook. & Wilson) A. Jaeger, Ber. Thätigk. St. Gallischen Naturwiss. Ges. 1875-76: 366. 1877. **Tipo**: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Serra dos Órgãos, III.1837, *C.A. Gardner 89* (lectótipo, BM, designado por Crosby *et al.* (1985); isolectótipos, BM, FH, NY).

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Monte Verde, 14.I.2006, *D.F. Peralta et al. 3518* (SP); Lima Duarte, 7.VIII.1993, *O. Yano et al. 20091* (SP). PARANÁ: Balsa Nova, 20.VI.1974, *D.M. Vital 3354* (SP); Morretes, 5.VII.1991, *O. Yano et al. 15463* (SP). RIO DE JANEIRO: Teresópolis, Serra dos Órgãos, VIII.1958, *R. Schnell 8307* (RB); Santa Maria Madalena, P.E. Desengano, Base da Pedra do Desengano, início do afloramento rochoso, 15.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 158* (R). RIO GRANDE DO SUL: Montenegro, Linha de Júlio de Castilhos, 8.XI.1949, *A. Sehnem 4035* (ALCB, INPA, RB). Santa Catarina: Serra Geral, V.1891, *E. Ule s.n.* (MG 20110). SÃO PAULO: Campos do Jordão, 17.XII.1986, *C. Giancotti 72* (SP); Cunha, 22.VI.2006, *D. F. Peralta et al. 3809* (SP); Paranapiacaba, 15.II.1962, *A. Baranov 136* (SP); Piquete, 23.X.2006, *D. F. Peralta et al. 4137* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados da PB, MG, ES, RJ, SP, PR, SC e RS. Ocorre sobre solo, troncos de árvores e arbustos vivos, troncos em decomposição e pedras, freqüentemente associada a cursos de água, 0–2000 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

19. *Hypnella punctata* Broth., Nat. Pflanzenfam. 1(3): 950. 1907. Tipo: BRASIL. RIO DE JANEIRO: *A.F.M. Glaziou s.n.* (holótipo, BM). Fig. 1 q-t

Distribui-se no Caribe, Venezuela e Brasil, onde é conhecida somente para o estado do RJ, sem informação sobre substrato ou altitude. *Status* de conservação: Criticamente em perigo (CR).

Vaz & Costa (2006a) excluíram esta espécie do seu estudo para o Rio de Janeiro, visto que nenhum material oriundo do estado pôde ser examinado, incluindo o tipo. Entretanto, Allen (1986) estudou detalhadamente o holótipo depositado no BM. Assim sendo, o táxon foi considerado como CR no país, visto que a única coleção conhecida (tipo) foi realizada há mais de 160 anos, e que tanto os esforços de coleta realizados no estado, quanto o estudo das coleções dos principais herbários do país, não resultaram em novos registros.

20. *Lepidopilidium aureo-purpureum* (Geh. & Hampe) Broth., Nat. Pflanzenfam. 1: 944. 1907. **Tipo**: BRASIL. SÃO PAULO: Apiaí, VI.1879, *J.J. Puiggari 179* (holótipo, HBG; isótipo, JE).

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Caruaru, Brejo dos Cavalos, 25.VIII.1987, *K. C. Pôrto 2438, 2449* (UFP). RIO DE JANEIRO: Itatiaia, trilha para Véu da Noiva, 21.VIII.2005, *D. P. Costa et al. 4499* (RB); Santa Maria Madalena, P.E. Desengano, trilha para Pedra do Desengano, 15.V.2007, *T. F. Vaz-*

Imbassahy et al. 138 (R); *ibidem*, Morumbeca do Imbé, trilha após o riacho, 16.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 172* (RB). SANTA CATARINA: Tubarão, VIII.1890, *E. Ule 94* (R). SÃO PAULO: Guapiara, 12.IV.1993, *D. M. Vital s.n.* (SP 387850); Itanhaém, 13.XI.1983, *O. Yano & M. Marcelli 8597* (SP); Mogi das Cruzes, 25.VIII.2005, *D. F. Peralta et al. 2795* (SP, como *L. portoricense*); Salesópolis, 21.III.1991, *D. M. Vital s.n.* (SP 387191); Santo André, 8.III.2007, *O. Yano & J. Bordin 29429* (SP, como *Lepidopilum brevipes*); São Paulo, 14.XII.1992, *O. Yano & M. Marcelli 17777* (SP); Ubatuba, 17.II.2004, *D. F. Peralta et al. 2118* (SP, como *L. portoricense*).

Endêmica do Brasil, conhecida para os estados do RJ, SP e SC, sendo aqui citada pela primeira vez para o PE. Ocorre sobre troncos de árvore, arbusto e cipó e troncos em decomposição, 0–1100 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Apesar de apresentar ocorrência descontínua na Mata Atlântica, acredita-se que novos registros em localidades intermediárias irão ampliar sua distribuição ao longo deste bioma.

21. *Lepidopilidium brevisetum* (Hampe) Broth., Nat. Pflanzenfam. 1: 944. 1907. **Tipo**: BRASIL. Vizinhança do Rio de Janeiro: *A.F.M. Glaziou s.n.* (holótipo, BM).

Material examinado: BRASIL. ALAGOAS: Murici, 25.III.2006, *L.D.P. Alvarenga s.n.* (UFP 45848). RIO DE JANEIRO: Casimiro de Abreu, Reserva Biológica de Poço das Antas, Morro do Calcáreo, 8.III.1994, *D.P. Costa et al. 2002* (RB); Itatiaia, Mont Serrat, 18.VII.1902, *P. Dusén s.n.* (R 82047, 14052); Rio de Janeiro, Corcovado, XI.1893, *E. Ule 1705* (R). SÃO PAULO: São Paulo, 14.XII.1992, *O. Yano &M. Marcelli 17830* (SP).

Endêmica do Brasil, conhecida para os estados do ES, RJ, SP, SC e RS, sendo aqui citada pela primeira vez para AL. Ocorre sobre troncos de árvores e arbustos, freqüentemente associada a cursos de água, 0–1200 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

22. *Lepidopilidium laevisetum* (Hampe) Broth., Nat. Pflanzenfam. 1: 944. 1907. **Tipo**: BRASIL. RIO DE JANEIRO: *A.F.M. Glaziou 9235* (isótipo, BM).

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Santa Bárbara, 27.V.1983, *O. Yano & J. R. Pirani 7353* (SP). RIO DE JANEIRO: Itatiaia, 9.VII.1991, *D. M. Vital s.n.* (SP 387633); Nova Friburgo, 2.V.1988, *D. P. Costa et al. 586* (RB); Magé, Pico do Frade, 7.II.1985, *C. Farney et al. 646* (RB); Resende, 21.VI.1983, *O. Yano 7554* (SP); Santa Maria Madalena, P.E. Desengano, 29.VI.1989, *A. Costa et al. 294* (RB). SÃO PAULO: São Paulo, Pindamonhangaba, 14.XII.1971, *D.M. Vital 1940* (SP).

Conhecida para a Venezuela e Brasil, onde ocorre nos estados do RJ, SP, PR e RS, sendo aqui citada pela primeira vez para MG. Ocorre sobre troncos de árvores e solo, 0–1780 m. *Status* de conservação: Baixo Risco (LC).

23. *Lepidopilidium plebejum* (Müll. Hal.) Sehnem, Pesquisas Bot. 33: 32. 1979. **Tipo**: BRASIL. SANTA CATARINA: Tubarão, X.1889, *E. Ule 768*; Blumenau, IX.1888, *E. Ule 473* (síntipos, HBG).

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Nova Friburgo, 11.X.1990, *D. P. Costa et al. 1115* (RB).

Conhecida para a América do Sul e no Brasil para os estados de RJ, SC e RS, ocorrendo sobre tronco e ramos de árvores, próximos a cursos de água, 0–1400 m. *Status* de conservação: Dados deficientes (DD).

24. *Lepidopilidium portoricense* (Müll. Hal.) H.A. Crum & Steere, Bryologist 59: 253. 1956. **Tipo:** PORTO RICO. Monte Cuyón, *Sintenis s.n.* (holótipo, NY?).

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Inajá, 6.IX.1980, *O. Yano & D. Andrade-Lima 2939, 2954* (SP); Jaqueira, RPPN Frei Caneca, 4.X.2005, *A. S. M. Silva s.n.* (UFP 44832). RIO DE JANEIRO: Petrópolis, Serra da Estrela, riacho que leva ao Morro do Castelo, 11.VIII.2006, *T.F. Vaz-Imbassahy 83 et. al.* (RB).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados do CE e SC, sendo aqui citada pela primeira vez para PE e RJ. Ocorre sobre troncos e ramos de árvores e arbustos, próximos a cursos de água, 0–700 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Apesar da ocorrência descontínua na Mata Atlântica do país, novos registros nas Regiões Nordeste, Sudeste e Sul devem ampliar sua distribuição ao longo deste bioma.

25. ***Lepidopilum affine*** Müll. Hal., Linnaea 21: 192. 1848. **Tipo**: SURINAME. PARAMARIBO: VI.1844, *H.A.H. Kegel 741* (isótipos, H-BR, JE).
Material examinado: BRASIL. SÃO PAULO: São Paulo, Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, 29.VII.1987, *D. M. Vital 15069* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados do AP, AC, AM, SP. Ocorre sobre tronco e ramos de árvores e lianas, 0–2000 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Apesar da espécie apresentar distribuição disjunta no país e de terem sido consultadas as coleções dos principais herbários, somente um material de São Paulo pôde ser examinado. Os registros de *L. affine* em Yano (1981, citados como *L. subobtusulum* Broth.) para os estados do MG, PR, RS, SC e SP pertencem a *L. subsubulatum* Geh. & Hampe, e por isso foram aqui excluídos da distribuição no Brasil. Esta espécie provavelmente encontra-se restrita a região Amazônica (Churchill 1988), e o registro para o Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, em São Paulo, possivelmente representa uma introdução do táxon, já que este Parque é o arboreto de um Jardim Botânico.

26. ***Lepidopilum brevipes*** Mitt., J. Linn. Soc., Bot. 12: 376. 1869. **Tipo**: PERU. Andes Peruvianae, Tabalosos, *R. Spruce s.n.* (holótipo, NY).
Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Lima Duarte, 22.I.1987, *G. Sousa s.n.* (SP389531). SÃO PAULO: Ibiúna, 19.III.1999, *O. Yano & I. Cordeiro 25645* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados de RO, AM, ES, SP, PR, SC e RS, sendo aqui citada pela primeira vez para MG. Ocorre sobre troncos e ramos de árvores, 850–1300 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

De acordo com Churchill (1988) *L. brevipes* varia em relação à forma do filídio (ovado-lanceolado a oblongo-lanceolado) e às células da lâmina (estreito a largamente fusiformes), o que não pode ser confirmado devido a escassez de material examinado.

27. ***Lepidopilum caudicaule*** Müll. Hal., Hedwigia 39: 272. 1900. **Tipo**: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Serra dos Órgãos, XII.1891, *E. Ule 1249* (holótipo, HBG; isótipo, R!).
Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Caruaru, Brejo dos Cavalos, 27.VIII.1987, *K.P. Pôrto 2599* (UFP). RIO DE JANEIRO: Petrópolis, Serra dos Órgãos, XII.1891, *E. Ule 1249* (isótipo, R); *ibidem*, Serra da Estrela, trilha para Morro do Castelo, 11.VIII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 98* (RB); Rio de Janeiro, PARNA Tijuca, Corcovado, 15.II.2007, *T.F. Vaz-Imbassahy et al. 112* (R). SANTA CATARINA: Bom Retiro, Campo dos Padres, 15.I.1957, *A. Sehnem 6993* (PACA).

Endêmica do Brasil, conhecida para os estados do RJ e SC, sendo aqui citada pela primeira vez para PE. Ocorre sobre pedras e tronco de árvore, 150–1700 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Apesar da ocorrência descontínua na Mata Atlântica acredita-se que sua distribuição seja mais ampla neste bioma.

28. ***Lepidopilum cubense*** (Sull.) Mitt., J. Linn. Soc., Bot. 12: 384. 1869. **Tipo**: CUBA. *C. Wright 85 p.p.* (isótipos, BM, FH, G, L, NY).
Material examinado: BRASIL. CEARÁ: Ubajara, *H.C. Oliveira 207* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados do CE e BA, ocorrendo sobre tronco em decomposição, cerca de 800 m. *Status* de conservação: dados deficientes (DD).

29. ***Lepidopilum erectiusculum*** (Taylor) Mitt., J. Linn. Soc., Bot. 12: 372. 1872. **Tipo**: EQUADOR. Floresta Esmeralda, 1827, *W. Jamenson s.n.* (holótipo, FH; isótipos, BM, E, FH). Fig. 1 u-y
Material examinado: BRASIL. ACRE: Cruzeiro do Sul, 27.IV.1971, *G. Prance et al. 12551* (INPA).

Apresenta distribuição Neotropical, sendo aqui citada pela primeira vez para o Brasil, ocorrendo ao nível do mar, sobre troncos de árvore em Floresta Ombrófila Aberta. *Status* de conservação: Dados deficientes (DD).

Segundo Churchill (1988) esta é uma espécie representada por poucas coleções (ocorrendo do Equador até o Norte do Chile),

e conseqüentemente não muito bem caracterizada. É semelhante a *L. longifolium*, quanto à forma do filídio (lanceolado a oblongo-lanceolado), diferenciando-se pela margem fortemente serreada, com dentes marginais projetados, que em *L. longifolium* é serrulada a levemente serreada, e sem dentes.

30. ***Lepidopilum longifolium*** Hampe, Ann. Sci. Nat. Bot. V, 4: 365. 1865. **Tipo:** COLÔMBIA. CUNDINAMARCA: Tequendama: Escaleros, *Lindg s.n.* (lectótipo, BM, designado por Churchill 1988).

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Itatiaia, trilha para Véu da Noiva, 15.II.1994, *A. J. Andrade s.n.* (RB 382306); *ibidem*, Maromba, 17.IX.1955, *O. Fidalgo & E. P. Kauffmann Fidalgo Eg-19* (RB). SÃO PAULO: Bananal, 26.IX.1978, *O. Yano 1241* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para o estado de RJ, sendo aqui citada pela primeira vez para SP. Ocorre sobre tronco de árvore, próxima a cursos de água, 450–1100 m. *Status* de conservação: Vulnerável (VU).

Restrita a Mata Atlântica do sudeste do país e conhecida apenas por três coleções, duas realizadas há mais de 20 anos. As duas coleções do PARNA-Itatiaia, foram realizadas em localidades que sofrem forte pressão turística, as Cahoeiras do Maromba e do Véu da Noiva.

31. ***Lepidopilum muelleri*** (Hampe) Spruce, Ann. Sci. Nat. Bot., 4: 365. 1865. **Tipo:** VENEZUELA. *R. Moritz s.n.* (isótipos, BM, S).

Material examinado: BRASIL. PERNAMBUCO: Caruaru, Brejo dos Cavalos, 27.VIII.1987, *K. C. Pôrto 2589, 2590, 2595* (UFP); *ibidem*, 29.VIII.1980, *O. Yano & D. Andrade-Lima 2743* (SP); Taquaritinga do Norte, 24.VIII.1980, *O. Yano & D. Andrade-Lima 2630* (SP). MINAS GERAIS: Camanducaia, 14.I.2006, *D. F. Peralta et al. 3412* (SP); Monte Verde, 14.I.2006, *D. F. Peralta et al. 35524* (SP). RIO DE JANEIRO: Angra dos Reis, 21.III.1995, *O. Yano et al. 23671* (SP, como *Hookeriopsis angustiretis*); Itatiaia, Mont Serrat, 11.V.1902, *P. Dusén 199* (R); Nova Friburgo, Morro do Curuzu, 15.VII.1987, *D. P. Costa et al. 303* (RB); Petrópolis, Serra da Estrela, trilha para Morro do Castelo, 11.VIII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy 84* (RB); Rio de Janeiro, PARNA Tijuca, 19.VII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 2* (R); Santa Maria Madalena, trilha para Pico do Desengano, 15.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 131* (R). SÃO PAULO: Cananéia, 5.IV.1978, *O. Yano 1016* (SP); Cunha, 22.VI.2006, *D. F. Peralta et al. 3821* (SP); Guarujá, 4.V.2004, *D. F. Peralta et al. 2429* (SP); Guapiara, 16.I.1997, *D. M. Vital s.n.* (SP 388337); Juquitiba, 14.VII.1977, *Vital 7143* (SP); Mogi das Cruzes, 24.X.2005, *D. F. Peralta & M. S. Mialich 2921* (SP, como *Lepidopilidium portoricense*); Peruíbe, 22.IV.1989, *O. Yano & Z.R. Mello 12654* (SP); Pindamonhangaba, 18.X.1994, *S. Visnadi & D. M. Vital 2386* (SP); Piquete, 23.X.2006, *D.F. Peralta et al. 4135* (SP); Salesópolis, 20.III.2001, *D. M. Vital s.n.* (SP 387077); Santo André, 3.X.2004, *D. F. Peralta 2484* (SP); São José do Barreiro, 8.XI.1978, *O. Yano 1306* (SP); São Paulo, 29.VIII.1920, *F. C. Hoehne s.n.* (SP, como *Lepidopilidium gracilifrons*); *ibidem*, 25.VI.1991, *O. Yano et al. 15389* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados do AM, PE, MG, RJ, SP e RS. Ocorre sobre troncos e ramos de árvore, troncos em decomposição e pedras, 0–2100 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

É muito similar a *L. subsubulatum* no que diz respeito à forma do filídio, aos filídios periqueciais e esporófito. As espécies se diferenciam somente pela forma do ápice do filídio, acuminado e com células romboidais a sinuadas em *L. muelleri* e longo-acuminado e com células lineares em *L. subsubulatum*.

32. ***Lepidopilum ovalifolium*** (Duby) Broth., Bih. Kongl. Svenska Vetensk.-Akad. Handl., 3: 34. 1895. **Tipo:** BOLÍVIA. COCHABAMBA: Incacorral, I.1908, *Th. Herzog s.n.* (holótipo, B).

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Campos dos Goytacazes, P.E. Desengano, 1.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 183* (R); Itatiaia, trilha para Véu da Noiva, 15.II.1994, *A. J. Andrade s.n.* (RB 382347); Nova Friburgo, estrada para Salinas, 10.XII.1987, *D. P. Costa et al. 455* (RB); Petrópolis, Serra da Estrela, Comunidade Lopes Freire, 11.VIII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 102* (R); Rio de Janeiro, PARNA Tijuca, 19.VIII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 7* (R); Santa Maria Madalena, P.E. Desengano, trilha para o Pico do Desengano, 15.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 132* (RB). RIO

GRANDE DO SUL: Caxias do Sul, Vila Oliva, 12.I.1947, *A. Sehnem 2644* (ALCB). SÃO PAULO: São Paulo, 16.I.1987, *D. M. Vital 14570* (SP); Ubatuba, 18.VIII.1987, *D. M. Vital 15220* (SP).

Endêmica do Brasil, conhecida somente para formações de Mata Atlântica dos estados do RJ, SP, SC e RS, ocorrendo sobre solo e pedras, freqüentemente associada a cursos de água, 0–1200 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

33. *Lepidopilum pallidonitens* (Müll. Hal.) Paris, Ind. Bryol. Suppl. 223. 1900. **Tipo:** BOLÍVIA. COCHABAMBA: Próximo a Choquecamata, VI.1889, *J.N.E. Germain s.n.* (isótipo, NY). Fig. 2 a-e

Material examinado: BRASIL. ACRE: Juruá, IX.1901, *E. Ule s.n.* (indicado como tipo de *Lepidopilum spathulatum*, MG 20096). AMAZONAS: Serra do Curicuriari, 4.XI.1971, *G. Prance et al. 16068* (INPA).

Apresenta distribuição Neotropical (Costa Rica até o norte da Bolívia), sendo aqui citada pela primeira vez para o Brasil, estados do AC e AM. Ocorre sobre troncos de árvore e pedras, 0–450 m. *Status* de conservação: Dados deficientes (DD).

Caracteriza-se pela margem serreada, sem células diferenciadas na borda, e seta espinhosa.

34. *Lepidopilum polytrichoides* (Hedw.) Brid., Bryol. Univ. 2: 269. 1827. **Tipo:** JAMAICA. *O. Swartz s.n.* (isótipos, BM, H-BR, NY).

Material examinado: BRASIL. AMAZONAS: São Gabriel da Cachoeira, 10.VII.1979, *O. Yano 1859* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil está restrita à região Amazônica, estados de RO, AC, AM, PA e MT, ocorrendo sobre troncos de árvore, 0–200 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

35. *Lepidopilum scabrisetum* (Schwägr.) Steere, Bryologist 51: 140 (1948). **Tipo:** GUIANA. *D. Richard s.n.* (holótipo, G; isótipos, BM, NY).

Material examinado: BRASIL. ALAGOAS: Murici, 2.XII.2004, *K. C. Pôrto s.n.* (UFP45830). AMAZONAS: BR 174, entre Manaus e São Gabriel, 9-12.VII.1979, *W. R. Buck 2478* (INPA). BAHIA: Ilhéus, 14.III.1995, *S. L. Oliveira 80* (ALCB, como *Lepidopilidium gracilifrons*). MINAS GERAIS: Monte Verde, 14.I.2006, *D. F. Peralta et al. 3450* (SP). PARÁ: Serra do Cachimbo, 10-15.V.1983, *W. D. Reese 16711* (INPA). PARANÁ: Guaíra, 17.III.1982, *O. Yano 4022* (SP). PERNAMBUCO: Altinho, 29.VIII.1980, *O. Yano & D. Andrade-Lima 2784* (SP); RIO DE JANEIRO: Parati, km 204 da Rodovia Rio-Santos 8.V.1991, *D. P. Costa et al. 1479* (RB); Petrópolis, Serra da Estrela, trilha para Morro do Castelo, 11.V.206, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 95* (RB); Resende, 30.XI.1985, *O. Yano & S. Visnadi 9828* (SP); Rio de Janeiro, PARNA Tijuca, 19.VII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 9* (RB); Santa Maria Madalena, P.E. Desengano, 15.V.2007, *T.F. Vaz-Imbassahy et al. 133* (R). RONDÔNIA: Alto Condeias, 16.V.1982, *A. Fife et al. 4169* (INPA). SANTA CATARINA: Nova Venécia, VII.1891, *E. Ule s.n.* (MG 20099); Serra Geral, 27.IX.1984, *D. M. Vital & W. R. Buck 12352* (SP); SÃO PAULO: Embú Guaçú, 14.XI.1983, *O. Yano 8682* (SP); Guarujá, 4.V.2004, *D. F. Peralta et al. 2427* (SP); Ibiúna, 29.V.1983, *O. Yano 7422* (SP); Pindamonhangaba, 18.X.1994, *S. Visnadi & D. M. Vital 2412* (SP); São Paulo, IX.1921, *F. C. Hoehne s.n.* (SP 5906, como *Lepidopilidium gracilifrons*); Ubatuba, 22.XI.2003, *D. F. Peralta et al. 1616* (SP, como *Lepidopilum stolonaceum*).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil encontra-se amplamente distribuída (RR, AP, AC, AM, PA, PE, BA, MT, MG, SP, RJ, SC e RS), sendo aqui citada pela primeira vez para RO, AL e PR. Ocorre sobre pedras, troncos e ramos de árvore, troncos em decomposição, e mais raramente sobre solo, 0–1700 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Esta espécie é polimórfica, sendo caracterizada pelos filídios 2-3 vezes mais largos do que longos, com ápice acuminado. A variação morfológica também pode ser encontrada na ornamentação da seta, como indicada por Vaz & Costa (2006b) e observada nas diferentes coleções examinadas.

36. *Lepidopilum subsubulatum* Geh. & Hampe, Vidensk. Meddel. Dansk. Naturhist. Foren. Kjøbenhavn, ser. 4, 1: 123. 1879. **Tipo:** BRAZIL. SÃO PAULO: Apiaí, 1879, *J.J. Puiggari 53* (lectótipo, G!, designado por Churchill (1988); isolectótipo, H-BR).

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Santa Bárbara, 22.X.1994, *S. Visnadi & D. M. Vital*

Figura 2 – a-e. *Lepidopilum pallidonitens* (Müll. Hal.) Paris – a. detalhe do gametófito com esporófito; b. filídios; c. células do ápice do filídio; d. células da margem do filídio; e. detalhe da seta espinhosa (*Prance 16068*). f-k. *Philophyllum tenuifolium* (Mitt.) Broth. – f. hábito; g. detalhe do gametófito com esporófito; h. filídio; i. células do ápice do filídio; j. células da margem do filídio; k. células da base do filídio (*Schäfer-Verwimp & Verwimp 14530*); l-q. *Thamniopsis pendula* (Hook.) M. Fleisch. – l. hábito; m. detalhe do gametófito; n. filídio; o. células do ápice do filídio; p. células da margem do filídio; q. células da base do filídio (*Raddi s.n.* PI). r-v. *T. purpureophylla* (Müll. Hal.) W. R. Buck – r. hábito; s. detalhe do gametófito; t. filídio; u. células do ápice do filídio; v. células da margem do filídio (*Luetzelburg 6269*). w-bb. *Trachyxiphium variabile* (Mitt.) W. R. Buck – w. hábito; x. detalhe do gametófito com esporófito; y. filídio; z. células do ápice do filídio; aa. detalhe do ápice da costa; bb. células da base do filídio (*Costa 739*).

2509 (SP). PARANÁ: Curitiba, 29.IV.1988, *O. Yano & T. Shirata 11406* (SP). PERNAMBUCO: Caruaru, Brejo dos Cavalos, 25.VIII.1987, *K. C. Pôrto 2453b* (UFP). RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Mauá, 8.II.1925, *M. C. V. Bandeira s.n.* (RB 174405); Nova Friburgo, Duas Pedras, 23.I.1955, *A. Sehnem 6756* (PACA); *ibidem*, Macaé de Cima, 3.V.1988, *D. P. Costa et al. 599* (RB); Petrópolis, Serra da Estrela, 'Morro das Antenas', 10.VIII.2006, *T.F. Vaz-Imbassahy et al. 75* (R); Rio de Janeiro, Corcovado, 21.XI.1891, *E. Ule 1250* (R); Santa Maria Madalena, P.E. Desengano, 15.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 136* (R). SANTA CATARINA: Campo dos Padres, Bom Retiro, 18.I.1957, *A. Sehnem 7090, 7090a* (PACA); Ilha de Santa Catarina, Morro do Antão, 3.I.1948, *A. Sehnem 3203* (PACA). SÃO PAULO: Guapiara, 24.VII.1991, *D. M. Vital s.n.* (SP387717); Ibiúna, 15.I.1988, *O. Yano & M. Marcelli 11154, 11163* (SP); Mogi das Cruzes, 25.VIII.2005, *D.F. Peralta et al. 2798* (SP, como *Lepidopilidium portoricense*); Pindamonhangaba, 29.IV.1994, *W. R. Buck 26450* (SP); Piquete, 23.X.2006, *D. F. Peralta et al. 4139* (SP); Rio Grande da Serra, 26.XII.1960, *A. Baranov 81* (SP); São Paulo, *O. Yano et al. 16808* (SP).

Endêmica do Brasil, conhecida para os estados de MG, RJ, SP, PR, SC e RS, sendo aqui citada pela primeira vez para PE, ampliando assim sua distribuição para o nordeste do país. Ocorre sobre folhas, pedras, troncos e ramos de árvores, 0–2000 m. Os registros de *L. subobtusulum* citados por Yano (1981) para os estados de MG, PR, RS, SC e SP pertencem a *L. subsubulatum*. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

37. *Lepidopilum surinamense* Müll. Hal., Linnaea 21: 193. 1848. **Tipo**: SURINAME. MARIEPASTON: *H.A.H. Kegel 1406* (isótipos, H-BR, JE).

Material examinado: BRASIL. ACRE. Tarauacá, Vale do Alto Juruá, 20.XI.1995, *D. P. Costa et al. 2693a* (RB, como *Lepidopilum polytrichoides*); AMAZONAS: Rio Madeira, III.1902, *E. Ule s.n.* (MG 20097); Rio Uatumã, 20.IX.1978, *R. C. L. Lisboa et al. 1049* (INPA); São Gabriel da Cachoeira, 17.VII.1979, *O. Yano 2026* (SP). BAHIA: Ilhéus, 17.VII.1991, *D. M. Vital s.n.* (SP373114). MATO GROSSO: Aripuanã, 25.IX.1975, *R. C. L. Lisboa et al. 251* (MG). PARÁ: Augusto Corrêa, 5.XII.1993, *R. C. Lobato & P. Cavalcante 1585* (MG); Bragança, 1.XII.1993, *J. Sales & C. S. Rosário 2060* (MG); Capitão Poço, 13.XII.1993, *J. Sales & C. S.Rosário 2184* (MG); Parauapebas, 23.X.1992, *R. C. L. Lisboa et al. 1953* (MG); Peixe-Boi, 18.IX.1989, *R. C. L. Lisboa & N. Rosa 6397* (MG); Serra do Cachimbo, 10-15.V.1983, *W. D. Reese 16667* (INPA); Tucuruí, 21.XII.1983, *R. C. P. Santos 750* (MG); Vizeu, 1.XII.1993, *R. C. Lobato & P. Cavalcante 1341* (MG). RIO DE JANEIRO: Angra dos Reis, Ilha Grande, trilha para Praia de Palmas, 21.II.1995, *M. I. M. N. Oliveira-e-Silva 2855* (HRJ); *ibidem*, trilha para Caxadaço, 18.IV.1995, *M. I. M. N. Oliveira-e-Silva 4080* (HRJ). RONDÔNIA: Ariquemes, 15.V.1982, *A. Fife et al. 4143* (INPA); Guarajá-Mirim, 28.I.1983, *R. C. L. Lisboa et al. 521* (MG). SÃO PAULO: Santos, 19.VI.1988, *A.Schäfer-Verwimp & I. Verwimp 9696* (SP, como *Lepidopilum polytrichoides*).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil apresenta uma distribuição disjunta entre as Florestas Amazônica e Atlântica (RO, AP, AM, PA, AL, BA, RJ e SP), sendo aqui citada pela primeira vez para o AC e Região Centro-Oeste (MT). Ocorre sobre troncos e ramos de árvores e arbustos, ocasionalmente sobre solo arenoso e raramente sobre troncos em decomposição e folhas, 0–300 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

As características diagnósticas de *L. surinamense* incluem o filídio bordeado por 1–2 fileiras de células lineares e mais estreitas que contrastam com as células laxas e romboidais da lâmina, bem como o filídio periquecial que apresenta costa dupla.

38. *Lepidopilum tortifolium* Mitt., J. Linn. Soc., Bot. 12: 374. 1869. **Tipo**: EQUADOR. BOMBONASA: *R. Spruce 783* (lectótipo, NY, designado por Churchill 1988).

Material examinado: BRASIL. AMAZONAS: Entre Manaus e São Gabriel da Cachoeira, 9-12.VII.1979, *W.R. Buck 2506* (INPA); São Gabriel da Cachoeira, 10.VII.1979, *O. Yano 1847* (SP).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para a região Amazônica, estados do AC e AM, onde ocorre sobre pedras úmidas, 130–450 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Reconhecida pelos filídios oblongos a oblongo-obovados, com ápice variando de obtuso ou rotundo a apiculado ou abruptamente curto-acuminado, costa alcançando cerca de 1/2–2/3 do comprimento do filídio. Pode ser confundida

com *L. surinamense,* mas se diferencia por apresentar borda mais espessa e costa mais longa.

39. ***Philophyllum tenuifolium*** (Mitt.) Broth., Nat. Pflanzenfam. 1: 945. 1907. **Tipo**: BRASIL. *W.J. Burchell 2231* (holótipo, NY; isótipos, H-BR, NY). Fig. 2 f-k

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: 'Serra de Macaé', II.1900, *E. Ule s.n.* (MG 20145). SÃO PAULO: Santo André, 14.X.1921, *F. C. Hoehne 480* (SP); Serra da Bocaina, 'Pedra das Bromélias' 1.VI.1991, *A. Schäfer-Verwimp & I. Verwimp 14530* (NY).

Apresenta distribuição Neotropical (Peru e Guatemala) e no Brasil é conhecida para as Regiões Sudeste e Sul, estados de MG, RJ, SP e SC, ocorrendo em tanques e folhas de bromélias, 0–2200 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Philophyllum tenuifolium é uma espécie com microhabitat restrito aos tanques de bromélias, podendo estar submersa ou emersa. Este gênero foi anteriormente posicionado em Leucomiaceae e posteriormente posicionado em Pilotrichaceae (Buck 1992; Goffinet & Buck 2004).

40. ***Pilotrichum bipinnatum*** (Schwäegr.) Brid., Muscol. Recent. Suppl. 4: 140. 1819. **Tipo**: GUIANA FRANCESA. *D. Richard s.n.* (holótipo, PC).

Material examinado: BRASIL. AMAPÁ: Oiapoque, 9.XII.1984, *S. Mori s.n.* (MG 109661). AMAZONAS: Careiro, *A. Filho s.n.* (UFP 4744). Manaus, *D. Griffin III et al. 163* (MG). BAHIA: Eunápolis, 9.VI.1999, *S. Vilas Bôas-Bastos & C.J. Bastos 351* (ALCB). PARÁ: Marajó, *Cavalcante 2044* (MG); Melgaço, 21.X.2004, *L.D.P. Alvarenga 243* (MG, como *Pilotrichum evanescens*). RORAIMA: BR 174 (Manaus-Venezuela), 16-17.XI.1977, *W.R. Buck et al. 1828* (INPA); Uraricoeana, 2.XII.1973, *G. Prance et al. 19962* (INPA, como *P. evanescens*).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados de RO, AP, AC, AM, PA, BA e MG, sendo aqui citada pela primeira vez para RR. Ocorre sobre troncos e ramos de árvores, ao nível do mar. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Embora alguns autores como Crosby (1969), Florschütz de-Waard (1986), Buck (1998), entre outros, afirmem que *P. bipinnatum* não apresenta propágulos, Vilas Bôas-Bastos & Bastos (2002) registraram a ocorrência destes em exemplares da Bahia.

Caracterizada pelos filídios obovados com ápice abruptamente agudo a curto-acuminado, contrastando com os filídios oblongo-ovados com ápice gradualmente agudo de *P. evanescens.*

41. ***Pilotrichum evanescens*** (Müll. Hal.) Crosby, Bryologist 72: 326. 1969. **Tipo**: SURINAME. PARAMARIBO: *H.A.H. Kegel 742* (lectótipo, GOET, designado por Crosby 1969).

Material examinado: BRASIL. AMAZONAS: Igarapé Santa Luzia, 16-17.VIII.1979, *W. R. Buck 2874* (MG); Manaus, Reserva Ducke (INPA), 16.VII.1996, *D. P. Costa et al. 3139* (RB). MATO GROSSO: Aripuanã, 28.IX.1975, *R. C. L. Lisboa et al. 381* (INPA). PARÁ: Bacarena, 16.XI.2001, *R. C. L. Lisboa 7104* (MG); Bragança, 11.XII.1993, *J. Sales & C. S. Rosário 2047* (MG); Vizeu, 1.XII.1993, *R. C. Lobato & P. Cavalcante 1354* (MG); Parauapebas, 19.X.1992, *R. C. L. Lisboa et al. 1756* (MG). PERNAMBUCO: Rio Formoso, 18.VII.1985, *K. C. Pôrto s.n.* (UFP 25023). RIO DE JANEIRO: Santa Maria Madalena, P.E. Desengano, 15.VI.2000, *N. D. Santos 556* (RFFP). SÃO PAULO: Cananéia, 9.X.1980, *O. Yano 3083* (SP). Juquiá, 18.XI.1976, *D. M. Vital 6722* (SP).

É Neotropical e no Brasil está amplamente distribuída (RR, AM, PA, PE, BA, MG, RJ, SP, PR e SC), sendo aqui citada pela primeira vez para MT. Ocorre sobre troncos em decomposição e lianas, 0–1200 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

42. ***Thamniopsis cruegeriana*** (Müll. Hal.) W.R. Buck, Brittonia 39: 218. 1987. **Tipo**: TRINIDAD. Monte Tamanaco, 10.VIII.1847, *H. Crüger s.n.* (lectótipo, NY, designado por Buck 1987).

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO DO SUL: Aquidauana, 8.VI.1997, *s.col.* (SP 284134).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil apresenta ocorrência fragmentada sendo conhecida para o estado do AM e aqui citada pela primeira vez para MS. Ocorre sobre troncos em decomposição e pedras úmidas, ao nível do mar. *Status* de conservação: Dados deficientes (DD).

Pode ser reconhecida pela diferenciação dos filídios do caulídio e os do ramo, sendo que os do caulídio apresentam ápice rotundo e os do ramo ápice agudo a acuminado, com células marginais formando dentes inflados e bífidos.

43. ***Thamniopsis incurva*** (Hornsch.) W. R. Buck., Brittonia 39: 218. 1987. **Tipo**: CHILE. *A. Chamisso 1487* (lectótipo, BM, designado por Buck 1987).

Material examinado: BRASIL. BAHIA: Cachoeira, 29.IX.1991, *C. J. Bastos & A. Cerqueira 361* (ALCB). MINAS GERAIS: Fazenda Paraíso, 26.XI.1930, *Y. Mexia 5364* (TENN). PARANÁ: Curitiba, 29.IV.1988, *O. Yano & T. Shirata 11373* (SP); Morretes, 5.VII.1991, *O. Yano et al. 15437* (SP). PERNAMBUCO: Jaqueira, RPPN Frei Caneca, 14.IV.2005, *M. Silva & F. Silva s.n.* (UFP 44828). RIO DE JANEIRO: Mangaratiba, km 54 da Rodovia Rio-Santos, Reserva Ecológica Rio das Pedras, 14.IX.1993, *M. I. M. N. Oliveira-e-Silva 657* (HRJ); Rio de Janeiro, 23.III.2004, *J. M. Braga 7413* (RB); Teresópolis, 21.X.1989, *O. Yano & D. P. Costa 13564* (SP); Santa Maria Madalena, trilha para Morumbeca do Imbé, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 168* (R); *ibidem*, estrada para Sossego do Imbé, Serrinha, 17.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 177* (RB). RIO GRANDE DO SUL: Santa Cruz do Sul, 5.X.1992, *O. Yano & E. L. Michel 17250* (SP); São Leopoldo, Fazenda São Borja, 8.V.1935, *A. Sehnem 16* (PACA). SANTA CATARINA: Tubarão, VIII.1890, *E. Ule s.n.* (MG 20108). SÃO PAULO: Alto da Serra, 3.VIII.1921, *C. Gehrt 356* (JE); Apiaí, V.1889, *J. J. Puiggari 380* (JE); Bertioga, 18.X.1993, *O. Yano & M. Marcelli 20569* (SP); Caraguatatuba, 28.VII.1983, *O. Yano et al. 7985* (SP); Cubatão, 18.VI.1986, *D. M. Vital 13790* (SP); Cunha, 22.VI.2006, *D. F. Peralta et al. 3909* (SP); Eldorado, 29.IX.1984, *D. M. Vital 12499* (SP); Guarujá, 13.III.2005, *D. F. Peralta & J. Boldrin 2698* (SP); Mongaguá, 22.IV.1993, *O. Yano & M. Marcelli 18882* (SP); Peruíbe, 9.X.1988, *O. Yano & Z. R. Mello 11732* (SP); Salesópolis, 20.III.1991, *D. M. Vital s.n.* (SP 387091); Santo André, 3.X.2004, *D. F. Peralta 2486* (SP); Santos, I.1921, *J. Melzer 177* (SP); São Paulo, 9.VII.1963, *G. Eiten 5361* (SP); Ubatuba, 22.XI.2003, *D. F. Peralta 1626* (SP).

É Neotropical e no Brasil está amplamente distribuída (AM, PA, PB, BA, MG, ES, RJ, SP, PR, SC e RS), sendo aqui citada pela primeira vez para PE. Ocorre sobre solo, troncos de árvore, troncos em decomposição e pedras, associada freqüentemente a cursos de água, 0–1400 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

44. ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W.R. Buck, Brittonia 39: 218. 1987. **Tipo**: BRASIL. RIO DE JANEIRO: *G.H. Langsdorff s. n.* (holótipo, BM!).

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Catas Altas, I.1921, *F. C. Hoehne 396* (SP). RIO DE JANEIRO: Angra dos Reis, Ilha Grande, caminho para o Pico do Papagaio, 21.III.1995, *O. Yano et al. 23689* (SP); Campos dos Goytacazes, P.E. Desengano, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 184* (RB); Nova Friburgo, Macaé de Cima, Rio das Flores, 17.VIII.1987, *D. P. Costa et al. 348* (RB); Petrópolis, Serra da Estrela, 10.VIII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 54* (RB); Resende, 21.VI.1983, *O. Yano 7541* (SP); Rio de Janeiro, *E. Ule s.n.* (R 82013); *ibidem*, PARNA Tijuca, 12-VII-2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 41* (RB); Santa Maria Madalena, P.E. Desengano, 15.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 135* (RB); Teresópolis, Cascata Feroz, V.1917, *A. J. Sampaio 2702* (R 83510). SÃO PAULO: Alto da Serra, 09.IV.1921, *F. C. Hoehne 676* (JE); Apiaí, 1879, *J. J. Puiggari 2* (H); Cubatão, 10.IX.1986, *D. M. Vital & C. Giancotti 14004* (SP); Cunha, 22.VI.2006, *D. F. Peralta et al. 3768* (SP); Eldorado, 29.IX.1984, *D. M. Vital & W. R. Buck 12439* (SP); Embu Guaçu, 14.XI.1983, *O. Yano & Y. Kida 8662* (SP); Guapiara, 16.I.1997, *D. M. Vital s.n.* (SP 388338); Guarujá, 4.V.2004, *D. F. Peralta et al. 2396* (SP); Ibiúna, 11.III.1984, *O. Yano & T. Yano 870* (SP); Itapecirica da Serra, 19.XII.1992, *O. Yano et al. 18034* (SP); Paranapiacaba, 5.V.1982, *D. M. Vital 10411* (SP); Peruíbe, 3.VII.1988, *O. Yano & Z. R. Mello 11536* (SP); Ribeirão Pires, 15.II.1962, *A. Baranov 148* (SP); Rio Grande da Serra, 12.VII.1961, *A. Baranov 124* (SP); Salesópolis, 20.III.1991, *D. M. Vital s.n.* (SP 387118); Santo André, 29.VIII.1920, *F. C. Hoehne 55* (SP); São Paulo, Fazenda Paranapanema, 15.VIII.1901, *V. Schiffner 1333* (H); São Vicente, 18.XI.1962, *B. V. Skvortzov s.n.* (SP 136221); Taraguá, 21.V.1923, *C. Gehrtz 618* (JE); Ubatuba, 25.I.2001, *D. F. Peralta 1181* (SP). PARANÁ: Morretes, 27.X.1993, *O. Yano et al. 20617* (SP); Sengés, 14.VII.1982, *D. M. Vital 10574* (SP); Terras CITLA, 16.I.1954, *A. Sehnem 6657a* (PACA); Tijucas do Sul, 13.III.1991, *R. Kummrow & O. Guimarães 3269* (SP); Vila Velha, 7.IV.1971, *D. M. Vital 1778* (SP). SANTA CATARINA: VII.1884, *E. Ule s.n.* (JE). RIO GRANDE DO SUL: Caxias, 10.I.1947, *A. Sehnem 2608* (PACA); Ciríaco, 25.IX.1984, *D. M.*

Vital & W. R. Buck 12184 (SP); Dois Irmãos, Morro Reuter, 26.II.1965, *A. Sehnem 8381* (PACA); Gravataí, Itacolumi, 12.I.1950, *A. Sehnem 4760* (PACA); Montenegro, 10.X.1946, *A. Sehnem 2261a* (PACA); Santa Cruz, Boa Vista, 12.XII.1950, *A. Sehnem 5256* (PACA); São Francisco de Paula, 19.XII.1949, *A. Sehnem 4605a* (PACA); São Leopoldo, 22.X.1892, *C. A. M. Lindman s.n.* (H 2040041); Sapiranga, 11.XII.2005, *D. F. Peralta et al. 3275* (SP).

É Neotropical e no Brasil está amplamente distribuída na Mata Atlântica, sendo conhecida para os estados do CE, MG, ES, RJ, SP, PR, SC e RS. Ocorre sobre tronco em decomposição, rochas, tronco, ramos e raízes de árvores, barranco e solo, freqüentemente associada a cursos de água, 0–2200 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Espécie polimórfica podendo apresentar filídios lanceolados e oblongo-lanceolados a oblongos ou obovados, com ápice agudo, acuminado, obtuso, rotundo ou truncado. Esta variação pode ser encontrada no mesmo exemplar ou em coleções diferentes. Apresenta margem indistintamente bordeada por 4-5 fileiras de células mais estreitas que as da lâmina, com dentes inflados a partir do terço superior.

45. ***Thamniopsis pendula*** (Hook.) M. Fleisch., Musci Buitenzorg 3: 952. 1908. **Tipo:** EQUADOR. *A. Humboldt & A. Bonpland s.n.* (holótipo, BM). Fig. 2 l-q

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Tijuca, *G. Raddi s.n.* (PI).

Apresenta distribuição Neotropical (América Central e Andes setentrionais) e no Brasil é conhecida somente para o estado do RJ, ocorrendo sobre troncos de árvores, possivelmente ao nível do mar. *Status* de conservação: Criticamente em perigo (CR).

Este táxon foi considerado como CR no país visto que a única coleção conhecida foi realizada por Raddi há mais de 180 anos, e que tanto os esforços de coleta realizados no estado, quanto o estudo das coleções dos principais herbários do país, não resultaram em novos registros.

46. ***Thamniopsis purpureophylla*** (Müll. Hal.) W.R. Buck, Brittonia 39: 219. 1987. **Tipo:** BOLÍVIA. YUNGAS: *H.H. Rusby 3164* (holótipo, NY, isótipo, BM). Fig. 2 r-v

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Petrópolis, Morro Assu, VIII.1915, *P. Luetzelburg 6269* (JE).

Apresenta distribuição Neotropical (Colômbia, Bolívia) e no Brasil é conhecida somente para o estado do RJ, ocorrendo sobre pedras úmidas, cerca de 1200 m. *Status* de conservação: Em perigo (EN).

Vaz & Costa (2006b) excluíram esta espécie do tratamento de Pilotrichaceae para o estado, porque até aquele momento não tinham examinado nenhum material do Rio de Janeiro. Durante este estudo foi possível examinar um material coletado em 1915 para o estado. A espécie foi considerada como EN no país, visto que a única coleção conhecida foi realizada há mais de 90 anos, e que tanto os esforços de coleta realizados no estado, quanto o estudo das coleções dos principais herbários do país, não resultaram em registros recentes.

47. ***Thamniopsis undata*** (Hedw.) W.R. Buck, Brittonia 39: 219. 1987. **Tipo:** JAMAICA. *O. Swartz s.n.* (holótipo, G; isótipo, NY).

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Caraça, *P. Luetzelburg s.n.* (JE); Lima Duarte, 12.XII.1987, *Souza s.n.* (SP 395329). RIO DE JANEIRO: Itatiaia, 14.X.1926, *M.C.V. Bandeira s.n.* (RB 174409); Nova Friburgo, 16.VII.1987, *D. P. Costa et al. 319* (RB); Nova Iguaçu, Distrito de Tinguá, 29.I.2002, *D. P. Costa 4093* (RB); Resende, 20.VI.1983, *O. Yano 7500* (SP). SÃO PAULO: Alto da Serra, 21.IV.1920, *F. C. Hoehne s.n.* (JE); Cunha, 22.VI.2006, *D. F. Peralta et al. 3817, 3819* (SP); Santo André, *C. Gehrt 25* (SP). PARANÁ: XII.1903, *P. Dusén s.n.* (JE).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados do MT, MG, ES, RJ, SP, PR e SC, ocorrendo sobre troncos em decomposição, 0–2300 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

Pode ser confundida com espécies de *Trachyxiphium*, por causa do filídio lanceolado

e da presença de alguns dentes marginais bífidos. Entretanto, é diferenciada pelos filídios fortemente ondulados, areolação conspicuamente heterogênea, células da lâmina mais largas, lisas, ápice acuminado a longo-acuminado e dentes marginais longos.

48. *Trachyxiphium aduncum* (Mitt.) W.R. Buck, Brittonia 39: 220. 1987. **Tipo**: PERU. Tarapoto, Rio Cumbasa, *R. Spruce 650* (holótipo, NY).

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Itatiaia, Reserva Florestal de Itatiaia, 4.IX.1924, *P. Occhioni s.n.* (RB 174398); Nova Friburgo, Macaé de Cima, *J. Silva s.n.* (RB 301380). SÃO PAULO: Alto da Serra, IX.1920, *F.C. Hoehne 34, 83* (JE).

Conhecida para Bolívia, Peru e Brasil, onde é citada para os estados do RJ, SP e RS. Ocorre sobre pedras de rio, troncos em decomposição e raízes, 150–2200 m. *Status* de conservação: Dados deficientes (DD).

Características diagnósticas desta espécie incluem filídio ovado-lanceolado e ápice longo-acuminado.

49. *Trachyxiphium guadalupense* (Brid.) W.R. Buck, Brittonia 39: 220. 1987. **Tipo**: GUADALUPE. *s. coll.* (holótipo, B!).

Material examinado: BRASIL. MINAS GERAIS: Caparaó Novo, 15.IX.1984, *D. M.Vital & W. R. Buck 11633* (SP); Itamonte, 5.VII.1991, *D. M.Vital & W. R. 19716* (SP); Monte Verde, 14.I.2006, *D. F. Peralta et al. 3530* (SP). PARANÁ: Morretes, 27.X.1993, *O. Yano et al. 20632* (SP). RIO DE JANEIRO: Itatiaia, trilha para Véu da Noiva, 15.II.1994, *A. J. Andrade s.n.* (RB 382550); Nova Friburgo, estrada de Olaria para São Lourenço, 29.III.1989, *D. P. Costa et al. 859* (RB); Petrópolis, Serra da Estrela, 10.VIII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 62, 69* (R); Rio de Janeiro, PARNA Tijuca, Corcovado, 19.VII.2006, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 40* (R); Santa Maria Madalena, trilha para Morumbeca do Imbé, 16.V.2007, *T. F. Vaz-Imbassahy et al. 165* (RB); Teresópolis, Serra dos Órgãos, 31.VII.1986, *A. Schäfer-Verwimp & I. Verwimp 7393* (MO). RIO GRANDE DO SUL: Dois Irmãos, Morro Reuter, 22.II.1965, *A. Sehnem 8379* (PACA); Montenegro, Linha Júlio de Castilhos, 8.XI.1949, *Sehnem 4040, 4930* (PACA); São Leopoldo, Fazenda São Borja, 8.X.1941, *A. Sehnem 15597* (PACA). SÃO PAULO: Alto da Serra, 3.VIII.1921, *C. Gehrt 350* (SP); Apiaí, *J. J. Puiggari 380* (*Hookeria pilifera*, JE); Campos do Jordão, 16.IX.1991, *O. Yano et al. 15676* (SP); Cubatão, 10.IX.1986, *D. M. Vital & C. Giancotti 13975* (SP); Cunha, 22.VI.2006, *D. F. Peralta et al. 3893* (SP); Mogi das Cruzes, 26.I.1961, *G. Eiten & L. Eiten 2499* (SP); Salesópolis, 20.III.1991, *D. M. Vital s.n.* (SP 387090); Santo André, 21.IV.1920, *F. C. Hoehne s.n.* (SP 88735).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para as formações de Mata Atlântica das Regiões Sudeste e Sul (MG, ES, RJ, SP, PR, SC e RS). Ocorre sobre rochas, troncos e raízes de árvores, troncos em decomposição, húmus e solo, em locais muito úmidos ou associada a cursos de água, 0–1400 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

É caracterizado pelos filídios lanceolados a ovado-lanceolados, freqüentemente falcado-secundos; ápice longo-acuminado; margem superior fortemente serreada, com dentes inflados e bífidos; células da lâmina lisas ou com papilas no ângulo apical, longo-romboidais a lineares; e costa projetada e denteada, com os dentes comumente bífidos.

50. *Trachyxiphium heteroicum* (Card.) W.R. Buck, Brittonia 39: 220. 1987. **Tipo**: MÉXICO. VERA CRUZ: Jalapa, *C.G. Pringle 15145* (holótipo, G; isótipo, NY).

Material examinado: BRASIL. MATO GROSSO: Chapada dos Guimarães, 25.X.1973, *G. Prance et al. 19412* (INPA). MINAS GERAIS: Conceição do Mato Dentro, 6.IX.1976, *O. Yano 534* (SP). RIO DE JANEIRO: Nova Friburgo, estrada de Olaria para São Lourenço, 29.III.1989, *D. P. Costa et al. 857* (RB, como *Hookeriopsis rubens*). RIO GRANDE DO SUL: Cambará, 25.XII.1988, *A. Schäfer-Verwimp & I. Verwimp 10630* (SP).

Conhecida somente para o México e Brasil, onde é registrada para os estados do AL, MT e RJ, sendo aqui citada pela primeira vez para MG e RS. Ocorre sobre troncos em decomposição e pedras úmidas, 230–1200 m. *Status* de conservação: Baixo risco (LC).

A distribuição atual no mundo e no Brasil, possivelmente não representa aquela real do táxon. Novos registros devem ampliar sua extensão de ocorrência.

Este táxon apresenta algumas características incomuns para o gênero: filídios com costa relativamente curta, areolação quase homogênea, células da lâmina lisas, margem com quase todos os dentes simples; caulídio sem hialoderme.

51. *Trachyxiphium variabile* (Mitt.) W.R. Buck, Brittonia 39: 221. 1987. **Tipo:** BRASIL. RIO DE JANEIRO: *C.A. Gardner s.n.* (lectótipo, NY, designado por Buck 1987).
Fig. 2 w-ab

Material examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Nova Friburgo, 27.III.1989, *D. P. Costa et al. 739* (RB).

Apresenta distribuição Neotropical e no Brasil é conhecida para os estados do RJ, SP e RS, ocorrendo sobre pedras e troncos em decomposição, freqüentemente associada a cursos de água, 0–1200 m. *Status* de conservação: Vulnerável (VU).

A espécie apresenta distribuição restrita a quatro localidades de formações de Mata Atlântica do Sudeste e Sul do país, sendo quatro delas, Jundiaí, Nova Friburgo, Rio de Janeiro e São Francisco de Paula, não protegidas por Unidades de Conservação, e o registro mais recente realizado há cerca de 20 anos.

Conclusões

No Brasil são reconhecidas 51 espécies de Pilotrichaceae, o que representa cerca de 11% do total de espécies conhecidas para o mundo (cerca de 440 spp.) e cerca de 35% do total para o Neotrópico (cerca de 140 spp.). Este resultado demonstra a importância e a riqueza desta família de musgos no país e corrobora os dados de Gradstein *et al.* (2001) que destacam esta família de musgos dentre as 10 principais na América tropical. Entretanto, essa representatividade deve mudar após a realização de estudos taxonômicos nos gêneros *Callicostella*, *Cyclodictyon* e *Lepidopilidium*, que podem reduzir o número total de espécies tanto para a América tropical quanto para o mundo. Para o Brasil, essa redução vem ocorrendo em função dos estudos taxonômicos realizados por Vaz & Costa (2006a,b) e Vaz-Imbassahy & Costa (2008a,b), que permitiram reduzir em 20% o número total de táxons citados no país. Além disso, quarenta e cinco táxons, pertencentes em sua maioria aos gêneros supracitados, foram aqui excluídos.

Em relação ao padrão de distribuição das espécies aqui analisadas, 34 (66%) apresentam padrão Neotropical, 10 (20%) são endêmicas do Brasil e 7 (14%) apresentam outros tipos de distribuição. Logo, o Brasil apresenta um número elevado de espécies endêmicas, que em sua grande maioria estão restritas ao bioma Mata Atlântica, corroborando a importância deste como centro de diversidade e endemismo no país, onde se destacam as Regiões Sudeste e Sul com 86% e 60% do total de táxons. Apesar de Pilotrichaceae ser uma família com distribuição pantropical, nenhuma das espécies estudadas ocorre fora da América tropical, destacando a importância da brioflora brasileira para o Neotrópico. Cinco dos 11 gêneros ocorrentes no Brasil também são encontrados na África, corroborando os dados de Gradstein *et al.* (1983), que afirmam que a afinidade entre estes continentes é maior ao nível genérico.

Dos 26 estados brasileiros, 23 apresentam registros de espécies de Pilotrichaceae (Tab. 1) e somente o Maranhão, Piauí e Rio Grande do Norte não possuem citações para a família, o que reflete a carência de estudos com briófitas nestes estados, que apresentam formações vegetacionais onde a família possivelmente pode estar representada, como matas de galeria. Esses resultados também corroboram as observações de Costa & Pôrto (2003), que consideram tanto o Maranhão quanto o Rio Grande do Norte, estados com poucas coleções de referência para briófitas depositadas nos herbários brasileiros.

Com base nos resultados encontrados, é possível afirmar que a família Pilotrichaceae ocorre principalmente nos biomas Mata Atlântica e Amazônia (Tab. 1), estando pouco representada no Planalto brasileiro, nos campos sulinos e Planalto das Guianas. As Regiões Sudeste e Sul do Brasil, que abrigam

Tabela 1 – Espécies de Pilotrichaceae do Brasil (estados ordenados por Região). Entre parênteses é indicada a porcentagem de espécies por região. * = nova ocorrência para o estado; ** = nova ocorrência para o país; negrito = endêmica do Brasil.

Espécies/Estados	RR	RO	AP	AC	AM	PA	TO	MA	PI	CE	RN	PE	PB	AL	SE	BA	GO	MT	MS	MG	ES	RJ	SP	PR	SC	RS
1. ***Brymela fluminensis***																					X	X	X	X		X
2. *Brymela parkeriana*					X	X												X								
3. ***Callicostella apophysata***																	X					X				
4. *Callicostella ciliata*																		X					X			
5. *Callicostella depressa*	X	X		X	X	X								X				X		X*		X	X*			
6. ***Callicostella martiana***																X		X		X		X		X	X	X
7. *Callicostella merkelii*	X		X	X	X*	X						X*								X		X	X		X	
8. *Callicostella microcarpa*	X				X	X														X		X	X		X	
9. *Callicostella pallida*	X	X	X	X	X	X	X			X				X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X	X
10. *Callicostella rufescens*					X	X						X*										X				
11. *Cyclodictyon albicans*										X		X*						X	X	X		X	X*	X		X
12. *Cyclodictyon limbatum*																						X	X	X	X	X
13. ***Cyclodictyon marginatum***																						X*	X	X		X
14. *Cyclodictyon olfersianum*																				X		X	X	X	X	X
15. *Cyclodictyon varians*					X														X			X	X	X*		
16. ***Helicoblepharum brasiliensis***																				X						
17. *Hypnella pallescens*		X*			X	X										X		X				X	X*			
18. *Hypnella pilifera*													X							X	X	X	X	X	X	X
19. *Hypnella punctata*																						X				
20. ***Lepidopilidium aureo-purpureum***												X*										X	X		X	
21. ***Lepidopilidium brevisetum***														X*							X	X	X		X	X
22. *Lepidopilidium laevisetum*																				X*		X	X	X		X
23. *Lepidopilidium plebejum*																						X			X	X
24. *Lepidopilidium portoricense*										X		X*										X*			X	
25. *Lepidopilum affine*			X	X	X		X					X					X			X			X	X	X	X

Espécies/Estados	RR	RO	AP	AC	AM	PA	TO	MA	PI	CE	RN	PE	PB	AL	SE	BA	GO	MT	MS	MG	ES	RJ	SP	PR	SC	RS
26. *Lepidopilum brevipes*		X			X															X*	X		X	X	X	X
27. ***Lepidopilum caudicaule***												X*										X			X	
28. *Lepidopilum cubense*										X						X										
29. *Lepidopilum erectiusculum*				X**																						
30. *Lepidopilum longifolium*																						X	X*			
31. *Lepidopilum muelleri*					X							X								X		X	X			X
32. ***Lepidopilum ovalifolium***																						X	X		X	X
33. *Lepidopilum pallidonitens*				X**	X**																					
34. *Lepidopilum polytrichoides*		X		X	X	X												X								
35. *Lepidopilum scabrisetum*	X	X*	X	X	X	X						X		X*		X		X		X		X	X	X*	X	X
36. ***Lepidopilum subsubulatum***												X*								X		X	X	X*	X	X
37. *Lepidopilum surinamense*		X	X		X	X								X		X		X*				X	X			
38. *Lepidopilum tortifolium*				X	X																					
39. *Philophyllum tenuifolium*																				X		X	X		X	
40. *Pilotrichum bipinnatum*	X*	X	X	X	X	X										X				X						
41. *Pilotrichum evanescens*	X				X	X						X				X		X*		X		X	X	X	X	
42. *Thamniopsis cruegeriana*					X														X*							
43. *Thamniopsis incurva*					X	X						X*	X			X				X	X	X	X	X	X	X
44. *Thamniopsis langsdorffii*										X										X	X	X	X	X	X	X
45. *Thamniopsis pendula*																						X				
46. *Thamniopsis purpureophylla*																						X				
47. *Thamniopsis undata*																		X		X	X	X	X	X	X	
48. *Trachyxiphium aduncum*																						X	X			X
49. *Trachyxiphium guadalupense*																				X	X	X	X	X	X	X
50. *Trachyxiphium heteroicum*														X				X		X*		X				X*
51. *Trachyxiphium variabile*																						X	X			X
Total por estado	7	8	5	10	20	13	2	0	0	3	0	12	2	4	1	9	3	13	4	22	9	39	32	19	23	21
Total região				21 (41%)								22 (43%)						17 (33%)				44 (86%)			31 (60%)	

a maior parte dos remanescentes de Mata Atlântica, concentram a maior riqueza de espécies, devido às condições de umidade e luminosidade propícias para o crescimento da grande maioria dos táxons.

Das 51 espécies estudadas, duas representam novas ocorrências para o Brasil (*Lepidopilum erectiusculum* e *L. pallidonitens*) e 25 tiveram a sua distribuição ampliada para diferentes estados, destacando-se Pernambuco, São Paulo e Minas Gerais. Esses resultados refletem e ressaltam a importância do estudo das coleções de briófitas depositadas em diferentes herbários no país. Além disso, indicam que muitas das espécies com atual distribuição descontínua podem ter sua distribuição ampliada através de esforços de coleta em áreas reconhecidas como lacunas do conhecimento.

Neste trabalho também foi avaliado o *status* de conservação das espécies de Pilotrichaceae para o país, e os resultados demonstram que a grande maioria dos táxons não estão ameaçados, e, do total de 51, 35 (68%) foram caracterizados como de Baixo Risco (LC); quatro (8%) como Vulneráveis (*Brymela fluminensis, Cyclodictyon olfersianum, Lepidopilum longifolium* e *Trachyxiphium variabile*); um (2%) como Em Perigo (EN – *Thamniopsis purpureophylla*); e dois (4%) como Criticamente em Perigo (CR – *Hypnella punctata* e *Thamniopsis pendula*). Entretanto, nove espécies (18%) estão incluídas em Dados Deficientes (DD), o que demonstra a necessidade de estudos em formações vegetacionais ou áreas reconhecidas como lacunas do conhecimento para a brioflora no país. O fato da maior parte das espécies apresentar baixo risco está possivelmente relacionado à ampla distribuição da família no país e de grande parte dos remanescentes do bioma Mata Atlântica encontrarem-se protegidos em Unidades de Conservação.

Os resultados encontrados neste estudo para a família Pilotrichaceae no Brasil, ainda evidenciam a necessidade da realização de estudos taxonômicos para determinados gêneros, de esforços de coleta em áreas reconhecidas como lacunas no conhecimento e de estudo das coleções desta família depositadas em diferentes herbários.

Espécies excluídas por serem consideradas registros errôneos

Callicostella papillata (Mont.) Mitt.
Cyclodictyon cuspidatum O. Kuntze
Hemiragis aurea (Brid.) Renauld & Cardot
Hypnella cymbifolia (Hampe) A. Jaeger
Hypnella leptorrhyncha (Hook. & Greville) A. Jaeger
Hypnella obtusissima Müll. Hal.
Lepidopilum amplirete (Sull.) Mitt.
Lepidopilum beyrichii Hampe
Lepidopilum curvirameum (Müll. Hal.) Paris
Lepidopilum regnelli (Ångstr.) Broth.
Lepidopilum subfulvum Mitt.
Lepidopilum subulatum Mitt.
Schizomitrium cirrhosum (Hampe) W.R. Buck

Espécies excluídas por serem registros duvidosos

Aqui estão incluídas 45 espécies consideradas pouco conhecidas do ponto de vista taxonômico pertencentes a gêneros que necessitam de revisão como *Callicostella, Cyclodictyon* e *Lepidopilidium*, e cuja grande maioria é conhecida somente pela coleção tipo.

Callicostella glabrata Broth. – AM, nível do mar. Brasil.
Callicostella irrorata (Müll. Hal.) Broth. – SP, sem altitude. Brasil.
Callicostella jungermannioides Herzog – PI e BA, sem altitude. Brasil.
Callicostella juruensis Broth. – AM, 0-200 m. Brasil.

Callicostella limosa (Broth.) Broth. – SP, nível do mar. Brasil.

Callicostella monofaria (Geh. & Hampe) Broth. – SP, ca. 80 m. Brasil.

Callicostella mosenii (Broth.) Broth. – SP, nível do mar. Brasil.

Callicostella paulensis Broth. – BA, MG, SP e RJ, 0-600 m. Brasil.

Callicostella pellucida (Mitt.) A. Jaeger – AM, 0-200 m. Brasil.

Callicostella perpallida (Broth.) Broth. – SP e PR, 0-600 m. Brasil.

Callicostella pilotrichidioides Broth. – GO, sem altitude. Brasil.

Callicostella sellowiana (Hampe) A. Jaeger – Sem localidade e altitude. Brasil.

Callicostella spurio-pallida (Broth.) Broth. – SP, 0-900 m. Brasil.

Callicostella submicrocarapa (Geh. & Hampe) Broth. – SP, nível do mar. Brasil.

Callicostella submonofaria Broth. – SP, nível do mar. Brasil.

Cyclodictyon aciculifolium (Müll. Hal.) Broth. – SC, ca. 800 m. Brasil.

Cyclodictyon albatum (Müll. Hal.) O. Kuntze – SC, sem altitude. Brasil.

Cyclodictyon chloroleucu (Broth.) Broth. – SP, sem altitude. Brasil.

Cyclodictyon glaucifolium (Müll. Hal.) Broth. – MG, ca. 1500 m. Brasil.

Cyclodictyon glareosum (Broth.) Broth. – MG, SP, PR e RS, 60-940 m. Brasil.

Cyclodictyon iporangeanum (Geh. & Hampe) Broth. – SP e SC, nível do mar. Brasil.

Cyclodictyon laxifolium Herzog – RJ, ca. 1000 m. Brasil.

Cyclodictyon leucomitrium (Müll. Hal.) Broth. – RJ, PR, SC e RS, 0-1000 m. Brasil.

Cyclodictyon longifrons (Broth.) Broth. – SP, ca. 680 m. Brasil.

Cyclodictyon minarum (Ångstr.) O. Kuntze – MG e RS. ca. 300 m. Brasil.

Cyclodictyon minus (úngstr.) O. Kuntze – SC e RS, 0-150 m. Brasil.

Cyclodictyon molliculum (Broth.) Broth. – MG, PR, SC e RS, 800-1600 m. Brasil.

Cyclodictyon pergracile Broth. – SP, ca. 750 m. Brasil.

Cyclodictyon regnellianum (Müll. Hal.) M. Fleisch. – MG e SP, 680- 1100 m. Brasil.

Cyclodictyon regnellii (Ångstr.) O. Kuntze - MG, SP, PR e RS, 0-300 m. Neotropical.

Cyclodictyon rivale (Müll. Hal.) Broth. – MG, RJ e RS, 180-600 m. Brasil.

Cyclodictyon submarginatum (úngstr.) O. Kuntze – MG e RS, 900-1100 m. Brasil.

Cyclodictyon vatteri Bartram – MT, ca. 100 m. Brasil.

Cyclodictyon viridissimum O. Kuntze – MG, ca. 1100 m. Brasil.

Hookeriopsis corcovadensis (Reichdt.) A. Jaeger – RJ, ca. 700 m. Brasil.

Hookeriopsis vesicularia (Müll. Hal.) Broth. – MG e PR, 900-2000 m. Brasil.

Lepidopilidium entodontella (Broth.) Broth. – SP e RJ, ca. 800. Brasil.

Lepidopilidium gracilifrons (Müll. Hal.) Broth. – BA, MG, SP e RS, nível do mar. Brasil.

Lepidopilidium nitens (Hornsch.) Broth. – MG, SP, RJ e SC, 0-960 m. Brasil.

Lepidopilidium proligerum Broth. & Sébile – SP, ca. 560 m. Brasil.

Lepidopilidium regnellii (Ångstr.) Broth. – RS, sem altitude. Brasil.

Lepidopilidium rupestre (Müll. Hal.) Broth. – SC, ca. 960 m. Brasil.

Lepidopilidium wainioi (Broth.) Broth. – MG e RJ, ca. 1300 m. Brasil.

Lepidopilum glaziovii Hampe – RJ e SP, 0-960 m. Brasil.

Lepidopilum mosenii Broth. – SP e PR, sem altitude. Brasil.

Lista de sinônimos

Callicostella aspera (Mitt.) A. Jaeger = ***Callicostella pallida*** (Hornsch.) Ångstr. (*fide* Florschütz-de Waard 1986).

Callicostella daltoniaecarpa (Müll. Hal.) Broth. = ***Lepidopilum subsubulatum*** Geh. & Hampe (*syn. fide* Vaz & Costa 2006b).

Callicostella paludicola Broth. = ***Callicostella merkelii*** (Hornsch.) A. Jaeger (*syn. fide* Churchill & Fuentes 2005).

Cyclodictyon laxifolium Herzog = ***Cyclodictyon albicans*** (Hedw.) O. Kuntze (*syn. fide* Vaz & Costa 2006a).

Cyclodictyon glaucifolium (Müll. Hal.) Broth. = ***Cyclodictyon albicans*** (Hedw.) O. Kuntze (*syn. fide* Vaz & Costa 2006a).

Hookeriopsis armata Bartr. = ***Trachyxiphium guadalupense*** (Brid.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis bartramii Sehnem = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis brachypelma Müll. Hal. = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis heterophylla Sehnem = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis hydrophila (Müll. Hal.) Broth. = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis latifrondea (Müll. Hal.) Broth. = ***Thamniopsis undata*** (Hedw.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis lonchopelma (Müll. Hal.) Broth. = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis minutiretis (Müll. Hal.) Broth. = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis perfulva (Müll. Hal.) M. Fleischer = ***Trachyxiphium guadalupense*** (Brid.) W. R. (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis puiggarii (Geh. & Hampe) Broth. = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis rhynchostegioides (Broth.) Broth. = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis rubens (Müll. Hal.) Broth = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hookeriopsis serrata (Aongstr.) A. Jaeger = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008b).

Hypnella pseudo-pilifera (Hampe) A. Jaeger = ***Hypnella leptorrhyncha*** (Hook. & Grev.) A. Jaeger (*syn. fide Crosby et al.* 1985).

Lepidopilum flavescens Geh. & Hampe = ***Lepidopilum subsubulatum*** Geh. & Hampe (*syn. fide* Vaz & Costa 2006b).

Lepidopilum laxirete Müll. Hal. = ***Lepidopilum brevipes*** Mitt. (*syn. fide* Churchill 1988).

Lepidopilum pacimonense Spruce = ***Lepidopilum affine*** Müll. Hal. (*syn. fide* Churchill 1988).

Lepidopilum pycnodictyon Müll. Hal. = ***Lepidopilum subsubulatum*** Geh. & Hampe (*syn. fide* Chuchill 1988).

Lepidopilum oblongifolium Mitt. = ***Lepidopilum scabrisetum*** (Schwägr.) Steere (*syn. fide* Churchill 1988).

Lepidopilum subaurifolium Geh. & Hampe = ***Lepidopilum subsubulatum*** Geh. & Hampe (*syn. fide* Chuchill 1988).

Thamniopsis beyrichiana (Hampe) Broth. =

Thamniopsis langsdorffii (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz & Costa 2006b).
Thamniopsis stenodictyon (Sehnem) Oliveira-e-Silva & Yano = ***Thamniopsis langsdorffii*** (Hook.) W. R. Buck (*syn. fide* Vaz-Imbassahy & Costa 2008a).
Trachyxiphium hypnaceum (Müll. Hal.) W.R. Buck = ***Trachyxiphium guadalupense*** (Brid.) W. R. (*syn. fide* Vaz & Costa 2006a).

Agradecimentos

Os autores agradecem aos curadores dos herbários consultados pela disponibilidade e acesso às coleções e/ou empréstimo de material, ao Dr. Steven Churchill e ao Dr. Bruce Allen, ambos do Missouri Botanical Garden, ao primeiro pela contribuição durante a análise do *status* taxonômico das espécies e ao segundo por disponibilizar a ilustração de *Hypnella punctata*, e ao Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, por toda infra-estrutura e recursos disponibilizados. A primeira autora agradece ao CNPq pela bolsa de doutorado concedida, sem a qual a maior parte deste trabalho não teria sido realizado.

Referências Bibliográficas

Allen, B. 1986. The taxonomic status of *Hypnella punctata*. The Bryologist 89: 224-226.

Ångström, J. 1876. Primae linae muscorum cognoscendorum, qui ad Caldas Brasilia sunt collecti. I. Musci frondose et Sphagna. II. Hepaticae. Öfversigt af Kugl Vetenskaps-Akademiens Förhandlingar 33: 3-55; 33: 77-92.

Bastos, C. J. P. & Vilas Bôas-Bastos, S. B. 1998. Adições à brioflora (Bryopsida) do Estado da Bahia, Brasil. Tropical Bryology 15: 111–116.

Brotherus, V. F. 1900. Die Laubmoose der ersten Regnellschen Expedition. Bihang til Kongliga Svenska Vetenskaps-Akademiens Handlingar 26, 3: 65 pp.

_____. 1907. Bryales, in part. Die Natürlichen Pflanzenfamilien 1: 961-1008.

_____. 1925. Musci (Laubmoose). 2. Hälfte. *In*: A. Engler & K. Plantl (eds). Die Natürlichen Pflanzenfamilien. Leipzip.

Buck, W. R. 1987. Taxonomic and nomenclatural rearrangement in the Hookeriales with notes on West Indian taxa. Brittonia 39: 210-224.

_____. 1998. Pleurocarpous Mosses of The West Indies. Memoirs of The New York Botanical Garden 82: 1-400.

_____. 1992. A Revision of *Philophyllum* (Hookeriales). The Bryologist 95: 334-337.

_____; Cox, C. J.; Shaw, A. J. & Goffinet, B. 2005. Ordinal relationships of pleurocarpous mosses, with special emphasis on the Hookeriales. Systematics and Biodiversity 2: 121–145.

_____ & Goffinet, B. 2000. Morphology and classification of mosses. Pp. 71-123. *In*: A.J. Shaw & B. Goffinet (eds.). Bryophyte Biology. Cambridge University Press, England.

Câmara, P. E. A. S.; Oliveira, J. R. P. M. & Macedo Santiago, M. M. 2005. A checklist of the bryophytes of Distrito Federal (Brasília, Brazil). Tropical Bryology 26: 133-140.

Churchill, S. P. 1988. Revision of moss Genus *Lepidopilum* (Callicostaceae). PhD. Dissertation. City University of New York.

_____. 1998. Catalog of Amazonian mosses. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 85: 191-238.

_____. Churchill, S. P. & Fuentes, C. A. 2005: Additions, combinations, and synonyms for the Bolivian moss flora. Tropical Bryology 26: 119-132.

Costa, D. P.; Imbassahy, C. A. A. & Silva, V. P. A. V. 2005a. Diversidade e importância das espécies de briófitas na conservação dos ecossistemas do estado do Rio de Janeiro. Rodriguésia 56: 13-49.

_____; _____ & _____. 2005b. Checklist and distribution of the mosses, liverworts and hornworts of Rio de Janeiro State, Brazil. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 98: 259-298.

_____ & Porto, K. C. 2003. Estado da arte das coleções de briófitas no Brasil. Pp. 75-98. *In*: A. L. Peixoto (org.). Coleções biológicas de apoio ao inventário, uso sustentável e conservação da biodiversidade. Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro.

_____ & Yano. O. 1995. Musgos do Município dc Nova Friburgo, Rio dc Janeiro, Brasil. Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 33: 99-118.

Crosby, M. R. 1969. A revision of the tropical American moss genus *Pilotrichum*. The Bryologist 72: 275–343.

_____. 1974. Towards a revised classification of thc Hookeriaceae (Musci). The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 38: 129-141.

_____; Magill, R. E. & Allen, B. 1985. A review of the moss genus *Hypnella*. The Bryologist 88: 121-129.

_____; Magill, R. E.; Allen, B. & He, S. 1999. A checklist of the mosses. Missouri Botanical Garden, St. Louis.

Crum, H. 1984. Notes on tropical American mosses. The Bryologist 87: 203-216.

Florschütz-de Waard, J. 1986. Musci. Part II. Pp. 273-361. *In*: A. L. Stoffers & J. C. Lindeman (eds.), Flora of Suriname. v. 6. Brill, Leiden.

Ganacevich, N. A. & Mello, Z. R. 2006. Briófitas da Biquinha dc Anchieta, São Vicente, São Paulo, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 18: 75-84.

Genevro, J. A.; Athayde Filho, F. P. & Peralta, D. F. 2006. Briófitas de mata de galeria no Parque Municipal Mário Vianna, Nova Xavantina, Mato Grosso, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 18: 149-157.

Goffinet, B. & Buck, W. R. 2004. Systematics of thc Bryophyta (Mosses): from molecules to a rcvised classification. *In*: Goffinet, B. Hollowell, V. & Magill, R. (eds.). Molecular systematics of bryophytes. Missouri Botanical Garden Press, St Louis. Pp. 205-239.

Gradstein, S. R. ; Pócs, T. & Vána, J. 1983. Disjunct hepaticae in tropical Amcrica and Africa. Acta Botanica Hungarica 29: 127-171.

_____; Churchill, S. P. & Salazar-Allen, N. 2001. Guidc to the bryophytes of tropical America. Memoirs of The New York Botanical Garden 86: 1-577.

Hallinbäck, T. & Hodgetts, N. 2000. Mosses, liverworts & hornworts: a status survey and conservation action plan for bryophytes. IUCN, Gland, 106p.

Hampc, E. 1872. Musci frondosi. Pp. 36-59. *In*: Warming (ed.). Symbolae ad floram Brasiliae centrales cognoscendam. Videnskabelige Meddelelser fra dansk naturhistoriskc Forening i Kjöbenhavn, ser. 3, 10.

_____. 1874a. Musci frondosi. Pp. 129-178. *In*: Warming (ed.). Symbolae ad floram Brasiliae centrales cognoscendam. Videnskabelige Meddelelser fra dansk naturhistoriske Forening i Kjöbenhavn, ser. 3, 19.

_____. 1874b. Musci frondosi. Pp. 73-141. *In*: Warming (ed.). Symbolae ad floram Brasiliae centrales cognoscendam. Videnskabclige Meddelelser fra dansk naturhistoriske Forening i Kjöbenhavn, ser. 3, 19.

_____. 1877. Musci frondosi. Pp. 251-274. *In*: Warming (ed.). Symbolae ad floram Brasiliae centrales cognoscendam. Videnskabelige Meddelclser fra dansk naturhistoriske Forcning i Kjöbenhavn, ser. 3, 24.

_____. 1879. Enumeratio muscorum hactenus in provinciis Brasiliensibus Rio de Janciro et São Paulo detectorum. Videnskabelige Meddelelser fra dansk naturhistoriske Forening i Kjöbenhavn 26: 73-164.

Joyce, M. V.; Mello, Z. R. & Yano, O. 2006. Briófitas da Ilha de Palmas, Guarujá, São Paulo, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 18: 101-109.

Kindberg, N. C. 1899. Studien über dei Systematik der pleurokarpischen Laubmoose. II. Botanisches Centralblatt 77: 19-55.

Lisboa, R. C. L. 1994. Adições à flora do estado do Pará. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica, 10: 15-42.

——— & Ilkiu-Borges, A.L. 1996. Briófitas da Serra dos Carajás e sua possível utilização como indicadores da poluição urbana. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica, 12: 161-181.

——— & _____. 1997. Novas ocorrências de Bryophyta (musgos) para o estado do Pará. Acta Amazonica 27: 81-102.

———; Lima, M. J. L. & Maciel, U. N. 1999. Musgos da Ilha de Marajó – II – Município de Anajás, Pará, Brasil. Acta Amazonica 29: 201-206.

——— & Maciel, U. N. 1994. Musgos da ilha de Marajó – I – Afuá (Pará). Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica, 10: 43-55.

———; Muniz, A. C. M. & Maciel, U. N. 1998. Musgos da Ilha de Marajó – III – Chaves (Pará). Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica, 14: 117-125.

———; Tavares, A. C. C. & Costa Neto, S. V. 2006. Musgos (Bryophyta) e hepáticas (Marchantiophyta) da zona costeira do estado do Amapá, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 18: 163-171.

Luizi-Ponzo, A. P., Bastos, C. J. P., Costa, D. P., Pôrto, K. C., Câmara, P. E. A. S., Lisboa, R. C. L. & Vilas Bôas-Bastos, S. B. 2006. Glossarium Polyglottum Bryologiae - Versão brasileira do glossário briológico. Universidade Federal de Juiz de Fora, Juiz de Fora, 114p.

Miller, H. A. 1971. An overview of the Hookeriales. Phytologia 21: 243-252.

Mitten, W. 1869. Musci Austro-Americani. Journal of the Linnean Society, Botany 12: 1-659.

Müller, C. 1898. Bryologia Serrae Itatiaiae. Bulletin de L'Herbier Boissier 6: 18-48.

_____. 1900. Symbolae ad bryologiam Brasiliae et regionorum vicinarum. Hedwigia 39: 235-289.

Oliveira, H. C. & Alves, M. H. 2007. Adições à flora do estado do Ceará, Brasil. Rodriguésia 58: 1-11.

Oliveira-e-Silva, M. I. M. N. & Yano, O. 1998. *Thamniopsis stenodictyon* (Sehnem) Oliveira-e-Silva & Yano, comb. nov. Bradea 8: 81-84.

_____ & _____. 2000. Musgos de Mangaratiba e Angra dos Reis, Rio de Janeiro, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 14: 1-137.

Paixão, R. C. & Mello, Z. R. 2006. Brioflora ao longo da trilha do costão, Peruíbe, São Paulo, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 18: 85-90.

Peralta, D. F. & Yano, O. 2005. Briófitas de mata paludosa, município de Zacarias, noroeste do estado de São Paulo, Brasil. Acta Botanica Brasilica 19: 963-977.

_____ & _____. 2006. Novas ocorrências de musgos (Bryophyta) para o estado de São Paulo, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 29: 49-65.

Pôrto, K. C. 1990. Bryoflores d'une forêt de plaine et d'altitude moyenne dans l'état de Pernambuco (Brés.): Analyse floristique. Cryptogamie, Bryologie et Lichénologie 11: 109-161.

Santos, R. C. P. & Lisboa. R. C. L. 2003. Musgos (Bryophyta) do Nordeste Paraense, Brasil – 1 – Zona Bragantina, Microrregião do Salgado e Município de Viseu. Acta Amazonica 33: 415-422.

Schäfer-Verwimp, A. 1989. New or interesting records of Brazilian bryophytes, II. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 67: 313-321.

_____. 1992. New or interesting records of Brazilian bryophytes, III. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 71: 55–68.

Sehnem, A. 1979. Musgos sul-brasileiros. v. 6. Pesquisas, Série Botânica 33: 1-149.

Souza A. P. S. & Lisboa, R. C. L. 2005. Musgos (bryophyta) na Ilha Trambioca,

Barcarena, PA, Brasil. Acta Botanica Brasilica 19: 487-492.

Valdevino, J. A.; Sá, P. S. & Pôrto, K. C. 2002. Musgos pleurocárpicos de mata serrana em Pernambuco, Brasil. Acta Botanica Brasilica 16: 161-174.

Vaz, T. F. & Costa, D. P. 2006a. Os gêneros *Brymela, Callicostella, Crossomitrium, Cyclodictyon, Hookeriopsis* e *Hypnella* (Pilotrichaceae, Bryophyta) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. Acta Botanica Brasilica 20: 955-973.

____ & ____. 2006b. Os gêneros *Lepidopilidium, Lepidopilum, Pilotrichum* e *Thamniopsis* (Pilotrichaceae, Bryophyta) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. Acta Botanica Brasilica 20: 975-993.

Vaz-Imbassahy, T. F. & Costa, D.P. 2008a. The Pilotrichaceae (Hookeriales) of Rio de Janeiro, Brazil. The Bryologist 111(4): 551-575.

_____ & _____. 2008b. New combinations and new synonyms in Pilotrichaceae (Bryophyta). Nova Hedwigia 87(1-2): 237-246.

Vilas Bôas-Bastos, S. B. & Bastos, C. J. P. 2002. Occurence of the genus *Pilotrichum* P. Beauv. (Pilotrichaceae, Bryopsida) in the state of Bahia, Brazil. Nova Hedwigia 75: 127-225.

_____ & _____. 2004. Note on the occurence of *Hypnella pallescens* (Hook.) A. Jaeger (Bryophyta, Pilotrichaceae) in Bahia, Brazil. Acta Botanica Malacitana 29: 260-263.

Visnadi, S. R. 2004. Briófitas de praias do Estado de São Paulo, Brasil. Acta Botanica Brasilica 18: 91-97.

_____ & Vital, D. M. 2000. Lista de Briófitas ocorrentes no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga – PEFI. Hoehnea 27: 279-294.

Vital, D. M. & Visnadi, S. R. 2000. New records and notes on Brazilian bryophytes. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 88: 191-197.

Vitt, D. H. 1984. Classification of the Bryopsida. *In*: Schuster , R. M. (ed.). New Manual of Bryology. v. 2. The Hattori Botanical Laboratory, Nichinan. Pp. 676-759.

Whittemore, A. & Allen, B. 1989. The systematic position of *Adelothecium* Mitt. and the familial classification of the Hookeriales (Musci). The Bryologist 92: 261-272.

Wijk, R. van der, Margadant, W. D. & Florschütz, P. A. 1959-1969. Index Muscorum. I-V. Regnum Veg. 17, 26, 33, 48, 65. International Association for Taxonomy. Utrecht.

Yano, O. 1981. Checklist of Brazilian mosses. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 50: 279-456.

_____. 1985. Redescoberta de *Itatiella, Peltolejeunea* e *Philophyllum* no Estado de São Paulo, Brasil. Rickia 12: 155-163.

_____. 1989. An additional checklist of Brazilian bryophytes. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 66: 373-434.

_____. 1995. A new additional annoted checklist of Brazilian bryophytes. The Journal of the Hattori Botanical Laboratory 78: 137-182.

_____. 1996. A checklist of the Brazilian bryophytes. Boletim do Instituto de Botânica 10: 47-232.

_____. 2006. Novas adições ao catálogo de briófitas brasileiras. Boletim do Instituto de Botânica 17: 1-142.

_____ & Bastos, C. J. P. 2004. Adições à flora de briófitas de Mato Grosso do Sul, Brasil. Acta Botanica Brasilica 18: 437-458.

_____ & Câmara, P. E. A. S. 2004. Briófitas de Manaus, Amazonas, Brasil. Acta Amazonica 34: 445-457.

_____ & Colletes, A. G. 2000. Briófitas do Parque Nacional de Sete Quedas, Guairá, PR, Brasil. Acta Botanica Brasilica 14: 215-242.

_____ & Costa, D. P. 2000. Flora dos estados de Goiás e Tocantins. Criptógamas: Briófitas. v. 5. Ed. UFG.

_____ & Lisboa, R. C. L. 1988. Briófitas do território federal do Amapá, Brasil. Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Série Botânica, 4: 243-270.

_____ & Mello, Z. R. 1992. Briófitas novas para o estado de Roraima, Brasil. Acta Amazonica 22: 23-50.

_____; _____ & Colletes, A. G. 2003. Briófitas da Ilha Urubuqueçaba, São Paulo, Brasil. Iheringia, Série Botânica, 58: 195-214.

_____ & Peralta, D. F. 2004. Musgos (Bryophyta) de Mato Grosso, Brasil. Hoehnea 31: 251-292.

_____ & _____. 2006a. Novas ocorrências de briófitas para os estados de Alagoas e Sergipe, Brasil. Arquivos do Museu Nacional 64: 287-297.

_____ & _____. 2006b. Briófitas coletadas por Daniel Moreira Vital no estado da Bahia, Brasil. Boletim do Instituto de Botânica 18: 33-73.

_____ & _____. 2007. Briófitas da Ilha do Bom Abrigo, estado de São Paulo, Brasil. Hoehnea 34: 87-94.

_____ & Pôrto, K. C. 2006. Diversidade das briófitas das matas serranas do Ceará, Brasil. Hoehnea 33: 7-39.

Espécies de restinga conhecidas pela comunidade do Pântano do Sul, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil

Sara Melo[1,2], *Victoria Duarte Lacerda*[1] & *Natalia Hanazaki*[1]

Resumo

(Espécies de restinga conhecidas pela comunidade do Pântano do Sul, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil) O objetivo deste trabalho foi efetuar um estudo etnobotânico com ênfase em espécies de restinga, um ambiente frágil e ameaçado pela expansão urbana. O estudo foi realizado na comunidade do Pântano do Sul (Florianópolis, SC, Brasil), bairro com traços da cultura açoriana trazida por imigrantes das ilhas dos Açores durante o século 18. Foram utilizadas duas metodologias: entrevistas através de *check list* e entrevistas com informantes-chave em turnês guiadas. Na primeira foram realizadas 43 entrevistas com moradores selecionados ao acaso, compreendendo cerca de 20% das residências do bairro, sendo entrevistado um morador por residência, nas quais foram efetuadas perguntas sobre o conhecimento sobre 10 espécies previamente selecionadas. A segunda foi realizada através de listagem livre de espécies, percorrendo-se uma trilha na restinga, com cinco entrevistados separadamente; foram relacionados 69 nomes populares, 47 gêneros e 39 espécies identificadas, distribuídas em 31 famílias. As três categorias de uso mais citadas nas duas metodologias foram: medicinal, seguida por alimentar e artesanal. Verificou-se que a comunidade tem conhecimento sobre a utilização das plantas de restinga e que este conhecimento está concentrado principalmente entre as pessoas mais idosas.

Palavras-chave: etnobotânica, restinga, Mata Atlântica, pescadores artesanais, açorianos.

Abstract

("Restinga" species known by the Pântano do Sul local community, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil) This paper aims the study of the ethnobotany of 'restinga' species, a coastal sand dune vegetation endangered by urban expansion. The studied area was the Pântano do Sul community (Florianópolis, SC, Brazil), which was influenced by Azorean immigrants who settled down in the 18th century. Two methods have been used: checklist interviews, and key informer interviews during restinga trails. In the the first one, there were 43 randomly selected inhabitants (about 20% of the area residences). One inhabitant per residence was interviewed regarding knowledge on 10 previously selected species. The second one involved a free listing of known species, during a 'restinga' trail with 5 selected interviewees; they reported 69 popular names, 47 genera, and 39 identified species, distributed in 31 families. The three most cited used categories in both methods were for medicinal, feeding, and handicraft purposes. This research found that this community has knowledge on restinga plant use, mostly among the community elders.

Key words: ethnobotany, restinga, Atlantic Forest, artisanal fishers, Azorean.

Introdução

A Etnobotânica é uma ciência que teve origem nas numerosas observações de exploradores, missionários, naturalistas e botânicos, ao estudarem o uso de plantas por comunidades de todo o mundo (Davis 1995). Devido à sua interdisciplinaridade, decorrente do vasto campo de estudo, apresenta metodologias extremamente diversas, originárias tanto das ciências biológicas quanto sociais. Inclui também técnicas de disciplinas como economia, lingüística, ecologia, antropologia e farmacologia que juntas fornecem linhas de investigação propícias ao estudo etnobotânico (Prance 1991; Cotton 1996). Estudos etnobotânicos representam a oportunidade de integrar o conhecimento construído por uma população local ao conhecimento acadêmico sobre fenômenos e processos naturais. Registros sobre o conhecimento ecológico local, através de estudos etnobotânicos, também possuem um importante papel no resgate e valorização da cultura local.

Artigo recebido em 05/2008. Aceito para publicação em 10/2008.
[1]Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Biológicas. Depto. Ecologia e Zoologia, Laboratório de Ecologia Humana e Etnobotânica, 88010-970, Florianópolis, SC, Brasil.
Apoio financeiro: CNPQ/PIBIC, FUNPESQUISA/UFSC
[2]Autor para correspondência: saradmelo@gmail.com

A etnobotânica de pescadores artesanais da região litorânea brasileira tem sido estudada nas últimas duas décadas, principalmente (Hanazaki 2004). Os estudos que relacionam etnobotânica a pescadores artesanais acabam por ter ênfases diferentes, associando o uso de plantas à atividade pesqueira, ou a outras atividades econômicas tradicionais, como a agricultura e a extração de recursos florestais (Peroni *et al.* 2008; Hanazaki 2004) sem no entanto enfocar os diferentes ambientes nos quais a interação entre pessoas e plantas ocorre. Apesar do desenvolvimento de estudos etnobotânicos no litoral brasileiro, são poucos os que enfatizam áreas particularmente frágeis, como as restingas (Fonseca-Kruel & Peixoto 2004; Miranda & Hanazaki 2008).

Segundo a resolução 261 do Conselho Nacional de Meio Ambiente, o termo restinga se refere a um conjunto de ecossistemas que compreende comunidades vegetais florística e fisionomicamente distintas, situadas em terrenos predominantemente arenosos, de idade quaternária, em geral com solos pouco desenvolvidos. Essas comunidades vegetais formam um complexo vegetacional edáfico e pioneiro que depende mais da natureza do solo do que do clima, encontrando-se em praias, cordões arenosos, dunas e depressões associadas, planícies e terraços (CONAMA 1999).

Estes ambientes têm sido dizimados desde o início da colonização européia, devido à sua proximidade com os primeiros povoamentos e cidades, pela maior facilidade de ocupação e menor capacidade e velocidade de regeneração em relação às florestas.

O objetivo geral deste trabalho é registrar o conhecimento acerca das plantas presentes na restinga, em uma comunidade tradicional de ascendência açoriana no bairro do Pântano do Sul, Ilha de Santa Catarina, Brasil. Buscou-se responder às seguintes questões: a comunidade reconhece as diferentes plantas da restinga? Quais categorias de uso (medicinal, artesanal, alimentício, ornamental, manufatura ou outros) são mais difundidas entre a população? De que forma esse conhecimento está distribuído entre a população, levando em conta parâmetros como idade e sexo? Espera-se um conhecimento sobre a utilização das plantas de restinga na comunidade, devido à sua proximidade e interação com este ambiente; espera-se também que os mais idosos tenham um maior conhecimento, como já vem sendo demonstrado em outros estudos (*e.g.*, Figueiredo *et al.* 1993, 1997; Hanazaki *et al.* 2000).

Materiais e Métodos

A comunidade do Pântano do Sul situa-se no sul do município de Florianópolis, Santa Catarina, no distrito do Pântano do Sul (27°46'53"S e 48°30'30"O), que dista cerca de 30 km do centro da cidade e possui área de 47,68 km², sendo que dele fazem parte as seguintes localidades: Praia da Solidão, Praia do Saquinho, Praia do Pântano do Sul, Lagoinha do Leste, Praia do Matadeiro, Praia da Armação, Lagoa do Peri e Costa de Dentro. Esse estudo abrangeu a localidade da Praia do Pântano do Sul, que possui 2,35 km de extensão (IPUF 2007) e é caracterizada por uma das mais antigas colônias de pescadores da Ilha de Santa Catarina.

Os moradores dessa região, em sua maioria, são descendentes de açorianos, que trouxeram para o litoral de Santa Catarina sua cultura e seus hábitos, marcados por sua religiosidade católica, bem como a esperança de novas condições de sobrevivência. Entre as contribuições açorianas à cultura local podem ser observadas: a tradição de cobrir as ruas com flores em procissões, a renda de bilro, o carro de boi, o pau-de-fitas, os fandangos, além da habilidade de construir embarcações e artes de pesca (NEA 2008). Podemos observar que grande parte dessas contribuições foi assimilada pela comunidade do Pântano do Sul.

Segundo Lago (1996), inicialmente a região foi ocupada pelos índios Carijós, que tinham sua subsistência baseada no plantio de milho, mandioca, inhame, pimenta e tabaco. A partir do século XVII e principalmente durante o século XVIII, ocorreu a imigração açoriana para a região; sua economia sempre

esteve voltada para a produção agrícola, desenvolvendo-se uma agricultura orientada para a produção de alimentos em regime de pequena propriedade familiar. O cultivo da mandioca, herdado dos indígenas, logo se constituiu na produção agrícola de maior significado para os colonos açorianos, seguido da cana-de-açúcar e mais tarde do café. A mandioca era processada em engenhos para a produção da farinha, assim como a cana-de-açúcar, para a produção da rapadura e da aguardente. Desse modo, os engenhos faziam parte da paisagem cultural da Ilha.

Assim, a pesca era praticada de forma subsidiária; só a partir da segunda metade do século XIX houve uma diversificação das atividades econômicas, e a pesca começou a assumir maior relevância pelas perspectivas comercias que oferecia, e desde então, a agricultura se tornou atividade subsidiária da pesca (Lago 1996).

À medida que a pesca ia assumindo uma maior importância na economia das populações do litoral, foi se estabelecendo de forma mais marcada a divisão sexual e sazonal do trabalho (Lago 1996). Sexual por ser a pesca uma atividade predominantemente masculina, e sazonal porque a pesca na Ilha se concentrou principalmente na captura da tainha (*Mugil platanus* ou *M. liza*), que ocorre de maio a agosto, quando o peixe migra do extremo sul para a desova, passando pelo litoral de Santa Catarina.

Aos poucos a população vem incorporando as atividades de recreação e turismo às práticas artesanais. Mesmo com as alterações mais recentes, provocadas pela ocupação crescente de veranistas, a localidade ainda representa um dos principais núcleos de pescadores da Ilha de Santa Catarina, conservando características nativas, no linguajar e nos hábitos mais cotidianos (IPUF 2007).

Para a coleta de dados foram utilizadas duas técnicas de entrevista complementares, além da coleta de espécimes botânicos, herborizados para identificação taxonômica. Para a primeira técnica de entrevista (*checklist*) (Albuquerque & Lucena 2004), as saídas de campo ocorreram entre os meses de agosto e dezembro de 2005, sempre com a presença de dois pesquisadores, para que pudesse ser facilitado o manuscio das plantas frescas, fotos, e anotações, de forma que nenhuma informação fosse perdida. Foram estabelecidos os seguintes critérios para a padronização das entrevistas: entrevistar apenas moradores residentes há pelo menos cinco anos no local; adultos (com mais de 18 anos) e apenas uma pessoa por residência. A partir de um mapa com as casas e terrenos do bairro (IPUF 2005) foram contabilizadas 475 casas; todas as casas foram numeradas e o mapa foi subdividido em cinco setores, para possibilitar uma amostragem estratificada que contemplasse diferentes características do bairro. Os cinco setores correspondiam a: 1) região da encosta leste do bairro, estendendo-se por sobre os costões rochosos, com um misto de residências de famílias antigas do bairro e moradores recentes; 2) parte central do bairro e em frente à praia, na qual as edificações encontram-se mais aglomeradas e os terrenos são pequenos e irregulares, ocupada principalmente por famílias antigas do bairro; 3) área central do bairro mas não localizada em frente à praia, com terrenos regulares e de pequeno tamanho, ocupada principalmente por famílias antigas do bairro; 4) área mais distante da praia, de loteamento mais recente, localizada nas encostas do morro, mas que no entanto concentra algumas famílias mais antigas do bairro; e 5) parte oeste do bairro, com loteamentos maiores e de ocupação mais recente, com predominância de moradores recentes. As entrevistas foram efetuadas nas residências dos moradores, com um esforço amostral inicial de 10% das residências na Praia do Pântano do Sul. Posteriormente, o esforço amostral foi aumentado para 20% das residências mapeadas no Pântano do Sul, pois muitas das que foram sorteadas estavam vazias ou seus moradores não atendiam aos critérios acima. A análise dos dados considerou aqueles que foram coletados estratificadamente de forma agregada, devido à diferença de tamanhos amostrais entre os estratos.

Após a explicação dos propósitos da pesquisa e a concordância do morador em participar da entrevista, foram anotadas informações sócio-econômicas de cada entrevistado, tais como sexo, idade, principais atividades econômicas. Para o *checklist* foram previamente selecionadas 10 espécies citadas em outros trabalhos de etnobotânica de restinga: Fonseca-Kruel e Peixoto (2004), Miranda e Hanazaki (2008) e em uma pesquisa-piloto realizada na restinga do Pântano do Sul. As espécies em questão não deveriam ser necessariamente nativas, e sim estarem presentes comumente na área de estudo. Foram selecionadas as seguintes espécies: *Achyrocline satureioides*, *Guapira opposita*, *Schinus terebinthifolia*, *Cordia verbenacea*, *Lantana camara*, *Spartina ciliata*, *Chenopodium* sp., *Dodonaea viscosa*, *Ipomoea pes-caprae*, *Hydrocotyle bonariensis*. As entrevistas através do método de *checklist* (Albuquerque & Lucena 2004; Alexiades 1996; Campos & Eringhaus 2003) foram baseadas em uma pergunta-chave ('Você conhece esta planta?'), mostrando a cada entrevistado uma amostra de cada uma das 10 espécies frescas, sempre na mesma seqüência, acompanhada por uma foto de um exemplar, preferencialmente com flor ou fruto. Se a resposta era afirmativa, era perguntado também se a planta tinha alguma utilização. Ao final da entrevista foi perguntado quais os moradores locais conhecidos pelo entrevistado que poderiam ser indicados como 'bons conhecedores de plantas', estabelecendo assim possíveis informantes para serem procurados na segunda etapa de entrevistas.

Para a segunda etapa de entrevistas, as saídas de campo ocorreram entre os meses de fevereiro e junho de 2006, e abril e maio de 2007. Estas entrevistas consistiram em turnês guiadas com informantes-chave: moradores locais indicados como as pessoas que mais conhecem sobre plantas no bairro. Estes informantes foram identificados através da metodologia de amostragem intencional bola-de-neve (Albuquerque & Lucena 2004), na qual um entrevistado fornece indicação de outros entrevistados com o mesmo perfil de bons conhecedores de plantas, até que as indicações comecem a se repetir. Depois de localizados, estes moradores foram procurados para uma primeira explicação sobre os propósitos da pesquisa e para o agendamento de uma entrevista com turnê-guiada, caso houvesse consentimento. A entrevista era feita percorrendo uma trilha na restinga, onde o informante apontava e nomeava as plantas por ele conhecidas; priorizou-se percorrer a mesma trilha com todos os informantes; entretanto, com um entrevistado não foi possível, devido às dificuldades do mesmo de chegar ao local; neste caso, foi percorrida uma trilha mais próxima na mesma área de restinga, que apresentava características semelhantes à trilha anterior. Eram perguntados e anotados também os usos e finalidades de cada planta. As espécies apontadas eram identificadas pelo pesquisador, em campo, ou coletadas e herborizadas para identificação em laboratório. Os espécimes testemunho foram armazenados no acervo de referência do Laboratório de Ecologia Humana e Etnobotânica da Universidade Federal de Santa Catarina.

Resultados e Discussão

Na etapa do *checklist* foram visitadas 43 residências, cerca de 20% dos residentes locais, sendo a maioria dos entrevistados do sexo feminino (36 mulheres e sete homens). A grande porcentagem de mulheres na amostra deve ter sido influenciada pelo horário das entrevistas e pelas atividades relacionadas aos trabalhos domésticos; visto que como atividade principal realizada pelos entrevistados, houve 20 citações para atividades do lar e cinco para aposentados. Com relação à faixa etária constatamos que a amostra foi bastante variada, abrangendo diversas idades (Tab. 1). Em relação ao tempo de moradia dos entrevistados no Pântano do Sul, 47% nasceu no local e 23% residem no bairro há mais de 20 anos. Em média, entre as 10 espécies do *checklist*, foram reconhecidas 7,25 plantas (d.p. = 2,6; máximo 10, mínimo 0) (Tab. 1).

A espécie mais reconhecida pela população local foi *S. terebinthifolia* (aroeira), com 37 citações, seguida por *D. viscosa* (vassoura) e *H. bonariensis*, conhecida como pata-de-vaca, ambas com 35. É possível observar que os entrevistados de maior idade em geral são capazes de reconhecer um maior número de plantas do que os mais jovens (Fig. 1) (Spearman r_s=0,491, t =3,615, p=0,0008). Esse padrão é também observado em outros estudos, tais como Hanazaki *et al.* (2000) e Figueiredo *et al.* (1993, 1997). Foi também observada uma tendência a reconhecer mais plantas entre os entrevistados que apresentavam um maior tempo de residência no Pântano do Sul (Fig. 2) (Spearman r_s=0,513, t=3,829, p=0,0004).

Com relação à utilização, a categoria de uso com maior número de citações foi medicinal (70 citações), seguida por alimentar (49), artesanal/manufatura (42), outros (28) e ornamental. A espécie mais citada foi *S. terebinthifolia*, com 32 citações, seguida por *A. satureioides* (27) e *D. viscosa* (26). As que tiveram menos citações de uso foram: *H. bonariensis* (10), *I. pes-caprae* (11), *G. opposita* (13) e *S. ciliata* (14).

Na etapa das turnês-guiadas e informantes-chave, foram identificados, através da técnica bola-de-neve, sete informantes-chave, dos quais apenas cinco concordaram em participar da pesquisa. Os entrevistados apresentavam idade entre 57 e 73 anos, sendo duas mulheres e três homens. Quatro moradores eram nascidos no Pântano do Sul, sendo que uma havia nascido em um bairro vizinho, mas apresentava tempo de moradia superior a 30 anos no local.

Foram levantadas 104 citações de uso, relacionadas a 69 nomes populares, oito plantas identificadas somente até o nível de gênero e 38 até o nível de espécie,distribuídas em 31 famílias; dentre estas, as mais representativas em número de espécies foram: Myrtaceae e Asteraceae, com seis espécies cada; Clusiaceae, Rubiaceae, Sapindaceae e Bromeliaceae, com duas espécies cada uma. Myrtaceae e Asteraceae estão entre as famílias com maior número de espécies em uso em estudos de restinga e Mata Atlântica (Miranda & Hanazaki 2008; Fonseca Kruel & Peixoto 2004; Hanazaki *et al.* 2000). Segundo Reitz (1961) as famílias mais representativas em número de espécies para restinga no estado de Santa Catarina são: Myrtaceae, Asteraceae, Bromeliaceae, Poaceae, Orchidaceae, Fabaceae. Foram estabelecidas cinco categorias de uso: medicinal, com 29 citações, alimentar (21), artesanato/manufatura (14), ornamental (7) e outros (10) (Tab. 2).

Com relação às espécies de uso medicinal destaca-se a erva-de-santa-maria, *Chenopodium* sp., citada contra parasitoses em geral (bicho-de-pé, berne, pulgas, piolhos, bicho-geográfico) através da maceração das folhas e frutos e aplicação local; é utilizada também para ajudar na cicatrização de feridas e hematomas. São relatadas propriedades medicinais comparáveis em nível de gênero, como por exemplo, o uso no tratamento de vermes (Amorozo & Gely 1988; Begossi *et*

Tabela 1 – Perfil de 43 moradores da Comunidade do Pântano do Sul, Florianópolis, SC, entrevistados através da metodologia de *checklist* para 10 plantas de ocorrência na restinga.

	Idade (em anos)	**Tempo de residência (em anos)**	**Número de plantas reconhecidas**
Média	51,79	37,09	7,25
Desvio padrão	21,92	27,08	2,60
Máximo	91	91	10
Mínimo	18	5	0

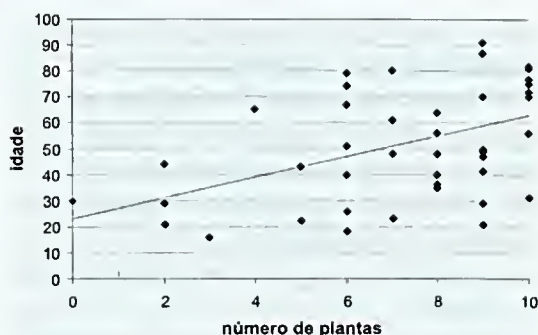



Figura 1 – Relação entre o número de plantas reconhecidas e a idade dos entrevistados, para 43 entrevistados no Pântano do Sul, Florianópolis, SC.

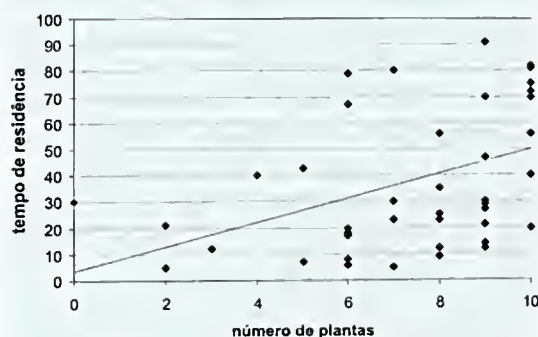



Figura 2 – Relação entre o número de plantas reconhecidas e o tempo de residência dos entrevistados no bairro, para 43 entrevistados no Pântano do Sul, Florianópolis, SC.

al. 1993; Di Stasi & Hiruma-Lima 2002; Medeiros *et al.* 2004; Pinto *et al.* 2006; Souza & Felfili 2006); também há relatos de uso como inseticida doméstico (Di Stasi & Hiruma-Lima 2002), cicatrizante (Medeiros *et al.* 2004), antibiótico e expectorante (Souza & Felfili 2006). A ação anti-fúngica dessa planta é abordada por Fenner *et al.* (2006), destacando-se os usos contra corrimento vaginal e anti-séptico local.

A aroeira, *S. terebinthifolia* é utilizada contra dor de garganta, através do gargarejo com o chá da folha; já o chá da casca é utilizado para cicatrização de feridas e a seiva do caule e folhas é aplicada localmente contra berne. O uso dessa planta como cicatrizante e analgésico também é ressaltado por Di Stasi & Hiruma-Lima (2002) e Fenner *et al.* (2006).

O uso de *A. satureioides*, a marcela, está amplamente difundido entre a população para tratar de problemas digestivos, e dores de cabeça, além de ser utilizada como calmante. O uso dessa planta contra problemas da digestão é citado por Vargas *et al.* (1991), Rocha *et al.* (1994), Souza & Felfili (2006) e Panizza (1998).

Cordia verbenacea, a caramona, é utilizada contra hemorróidas e reumatismo (chá da folha). O uso da planta contra reumatismo é também relatado por Lorenzi & Matos (2002) e Panizza (1998); sua ação anti-inflamatória é relatada em Di Stasi & Hiruma-Lima (2002), e demonstrada por meio de ensaios farmacológicos nos estudos de Sertie *et al.* (1991); Mors *et al.* (2000) ressaltam o uso da planta como cicatrizante e Di Stasi & Hiruma-Lima (2002) relatam seu uso para alívio de dores e redução de febre.

O araçá, *Psidium cattleianum*, a goiabeira, *P. guajava* e a pitangueira, *Eugenia uniflora* têm o chá de suas folhas utilizado contra diarréia; o mesmo uso é relatado ao longo de vários pontos do litoral brasileiro. Almeida *et al.* (1995) comprovam que *P. guajava* e *E. uniflora* têm potencial efeito anti-diarréico. Silva *et al.* (2006) e Martins *et al.* (2005) citam o uso de *P. guajava* contra dor de barriga, diarréia e prisão-de-ventre.

A erva-de-lagarto, *Diodella radula* é utilizada em infusão contra picadas de artrópodes. Sobre este nome popular, há um mito que ocorre em todo o litoral brasileiro (Lin Chau Ming, comunicação pessoal, 2006 e Pedretti Neto 1965), variando, entretanto a espécie botânica, que conta que o lagarto quando briga com a cobra e leva uma picada, foge, procura esta planta e se arrasta nela, para que o veneno não faça efeito e ele possa viver. No Pântano do Sul, além de *D. radula* foi apontada também a espécie *Desmodium adscendens*, como erva-de-lagarto. Sob a denominação de erva-de-lagarto, Cavallari (2008) comenta uma relação semelhante para *Casearia sylvestris*, também relatada por Corrêa (1975), cujas propriedades antiofídicas foram farmacologicamente investigadas por

***Tabela 2** – Listagem das espécies utilizadas na Comunidade do Pântano do Sul, Florianópolis, SC, de acordo com os informantes-chave. Símbolos utlizados: A: alimentar; L: lenha; Art/man: artesanato, manufatura; M: medicinal; Orn: ornamental; Out: outros; S/U: sem uso reportado.*

Família	Nome Científico	Nome Popular	Ambiente	Uso
Aizoaceae	*Tetragonia tetragonoides* (Pall.) Kuntze	Espinafre	duna frontal	A
Anacardiaceae	*Schinus terebinthifolia* Raddi	Aroeira	baixada entre dunas, duna frontal	A, M (alimento para aves; gargarejo, chá)
Apiaceae	*Hydrocotyle bonariensis* Lam.	Erva-de-cabra	Planície	A (alimento para cabra)
Apocynaceae	*Forsteronia leptocarpa* (Hook. & Arn.) A. DC.	Gomarim	baixada entre dunas	A
Aquifoliaceae	*Ilex pseudobuxus* Reissek	Caúna	baixada entre dunas	L
Asteraceae	*Achyrocline satureioides* (Lam.) DC.	Marcela, macela	baixada entre dunas, duna frontal, planície	Art/man, M (encher travesseiro; chá para dor no estômago, azia, contra tosse, para tirar dores da gravidez)
Asteraceae	*Ambrosia elatior* L.	Artemísia-da-praia	duna frontal	M (emplastro para febre)
Asteraceae	*Baccharis mesoneura* DC.	Cambará	baixada entre dunas cambará-das-dunas	Art/man, M (madeira utilizada na proa de embarcações, chá contra úlcera)
Asteraceae	*Baccharis* sp.	Vassoura-carqueja, carqueja	baixada entre dunas	M (chá para emagrecer, afinar o sangue)
Asteraceae	*Bidens pilosa* L.	Picão preto	duna frontal	M (lavar feridas)
Asteraceae	*Eupatorium casarettoi* (B.L. Rob.) Steyerm.	Vassoura-de-bicho, vassourinha, vassourão-braba, vassoura-mansa	baixada entre dunas, planície	A, M, Art,man, Out,L (alimento para taturana; chá contra picadas de insetos, confeccionar vassoura, varrer casa)
Asteraceae	*Wedelia trilobata* (L.) Hitchc.	Arnica	baixada entre dunas, planicie	M (hematomas)
Boraginaceae	*Cordia verbenacea* DC.	Caramona, baleeira quebra-trinca,	baixada entre dunas	M (hemorróida, diarréia, dores de barriga e verminoses, reumatismo)
Bromeliaceae	*Aechmea lindenii* (E. Morren) Baker	Gravatá	baixada entre dunas	Orn (enfeitar, mas atrai mosquito)
Bromeliaceae	*Tillandsia usneoides* (L.) L.	Barba-de-velho	baixada entre dunas	Art/man, Orn (fazer renda, encher travesseiro e enfeitar igreja)

Família	Nome Científico	Nome Popular	Ambiente	Uso
Cactaceae	*Opuntia arechavaletai* Speg.	Orumbeva, arumbeva	baixada entre dunas, duna frontal	Out (usava-se os espinhos pra prender as rendas)
Calyceraceae	*Acicarpha spathulata* R.Br.	Roseta	baixada entre dunas	Out (espetar o pé)
Chenopodiaceae	*Chenopodium* sp.	Santa-maria, erva-de-santa-maria	baixada entre dunas	M (vermicida, infusão sobre o local contra bicho geográfico, repelente de pulgas, contra berne)
Clusiaceae	*Clusia parviflora* Humb. & Bonpl. *ex*. Willd.	Mangue, mangue-branco	baixada entre dunas	L, Art/man (casca da madeira: tinta)
Clusiaceae	*Garcinia gardneriana* (Planchi & Triana) Zappi	Bacupari	baixada entre dunas	A (alimentar: fruto e suco)
Convolvulaceae	*Ipomoea pes-caprae* L. R. Br.	Batateira, cipó-da-praia, baraço-do-carangueijo	duna frontal, baixada entre dunas	Out (carregar tainha, segurar a duna)
Convolvulaceae	*Merremia* sp.	Baraço-do-carangueijo-fino	baixada entre dunas	Out (colocar a tainha)
Crassulaceae	*Kalanchoe* sp.	Fortuna	planície	Orn
Cyperaceaeae	*Androtrichum trigynum* (Spreng.) H. Pfeiff.	Junco	planície, baixada entre dunas	Art/man (confecção de esteiras e tapetes)
Dryopteridaceae	*Rumohra adiantiformis* (G. Forst) Ching	Sambambaia, samambaia-mansa	baixada entre dunas, duna frontal	Orn: ornamental
Euphorbiaceae	*Ricinus communis* L.	Mamona	duna frontal	S/U
Fabaceae	*Desmodium adscendens* (Sw.) DC.	Erva-barrela, lagarteiro, erva-do-lagarto	baixada entre dunas	Out (o lagarto se esfrega nesta planta quando é picado por cobra, para se livrar do veneno)
Lauraceae	*Ocotea* cf. *pulchella* (Nees) Mez	Canelinha	baixada entre dunas	L
Liliaceae	_	Jordão	duna frontal	S/U
Myrsinaceae	*Myrsine* sp.	Capiroroca	baixada entre dunas	Art/man (usada para tingir rede)
Myrtaceae	*Campomanesia littoralis* D. Legrand	Gambiroba	baixada entre dunas	A

Família	Nome Científico	Nome Popular	Ambiente	Uso
Myrtaceae	*Eugenia catharinae* O. Berg	Guamirim-mole	baixada entre dunas	L
Myrtaceae	*Eugenia uniflora* L.	Pitangueira-vermelha, pitanga	Planície, baixada entre dunas	A, M (fruto; chá contra diarréia, chá para lavar ferida)
Myrtaceae	*Myrcia rostrata* DC.	Guamirim-cinzento,	baixada entre dunas	L
Myrtaceae	*Psidium cattleianum* Sabine	Araçá guamirim	baixada entre dunas, duna frontal	A,M (alimentar: fruto; chá contra diarréia)
Myrtaceae	*Psidium guajava* L.	Goiaba	planície	A, M (alimentar, chá contra dor de barriga)
Nyctaginaceae	*Guapira opposita* (Vell.) Reitz	Fruto-de-pombo, maria-mole	baixada entre dunas, planície	A,L (alimento para animais (cabra, coelho, aves, pombos))
Orchidaceae	*Epidendrum fulgens* Brongn.	Gravatá, parasita	baixada entre dunas	Orn
Passifloraceae	*Passiflora* sp.	Maracujá-roxo, maracujá	baixada entre dunas, duna frontal	A
Poaceae	1	Capim-limão	duna frontal	M (chá para pressão e circulação)
Poaceae	*Andropogon* sp.	Rabo-de-galo	baixada entre dunas	Out (varrer a cinza do fogão de lenha)
Polypodiaceae	*Polypodium lepidopteris* (Langsd. & Fisch.) Kunze	Samambaia-braba	planicie	Orn
Rubiaceae	*Diodella radula* (Willd. & Hoffmanns. *ex* Roem. & Schult.) Delprete	Erva-do-lagarto	baixada entre dunas	M (infusão contra picadas de artrópodes)
Rubiaceae	*Psychotria carthagenensis* Jacq.	Baga-de-macaco	baixada entre dunas	S/U
Sapindaceae	*Dodonaea viscosa* Jacq.	Vassourão	baixada entre dunas, planície	Art/man, Out (confeccionar vassouras, varrer, simpatia contra azia)
Sapindaceae	*Matayba guianensis* Aubl.	Cumbatá	baixada entre dunas	L
Smilacaceae	*Smilax campestris* Griseb.	Salsaparrilha, unha-de-galinha	baixada entre dunas	M (chá contra alergias)
Tiliaceae	*Triumfetta* sp.	Carrapicho	planície	Out (dispersão por animais)

1 – Trata-se possivelmente de *Cymbopogon citratus* (DC.) Stapf

Borges *et al.* (2001). Esta espécie não foi encontrada no presente estudo no Pântano do Sul.

Para uso artesanal destaca-se *Opuntia arechavaletai*, em que os espinhos eram utilizados antigamente para prender as rendas de bilro enquanto eram tecidas.

Foram relatados ainda outros usos, como *I. pes-caprae*, utilizada antigamente para carregar a tainha da praia, passando seus estolões por entre as guelras do peixe; essa planta foi ainda apontada como tendo função de fixar a duna, denotando uma percepção ecológica dos moradores que fizeram esta afirmação. É importante ressaltar que foram relatados usos para plantas próprias de restinga com distribuição restrita ao litoral de Santa Catarina, tais como: *Aechmea lindenii*, *Eugenia catharinae* e *Campomanesia littoralis*.

Avaliando a porcentagem de cobertura vegetal da duna frontal em um trecho próximo à área onde foram realizadas as turnês-guiadas, Castellani *et al.* (2007) verificaram que as famílias mais representativas em número de espécies foram Poaceae (14 espécies), Asteraceae (11) e Fabaceae (4) e as espécies mais abundantes foram *Panicum racemosum* (apresentando porcentagem de cobertura de 20,61%), *Dodonaea viscosa* (14,67%), *Paspalum vaginatum* (14%) e *Spatina ciliata* (6,83%). Nas turnês-guiadas, observamos que aparentemente não há relação direta entre a porcentagem de cobertura vegetal presente e o conhecimento de recursos da restinga. Mais provavelmente, o conhecimento etnobotânico está focado em espécies-chave, visto que a única espécie que apresentou um alto índice de cobertura vegetal e que estava entre as mais citadas foi *Dodonaea viscosa*, o vassourão, tendo todas as outras apresentado valores de cobertura baixos nessa área no estudo de Castellani *et al.* (2007). Algumas limitações nessa comparação residem no fato de que o estudo de Castellani *et al.* (2007) se restringiu à duna frontal, enquanto a trilha que era realizada com os entrevistados na turnê-guiada abrangia uma área que incluía a restinga sub-arbustiva e arbustiva, incluindo também a baixada entre as dunas e a planície. Dessa forma, existem diversas espécies que não aparecem no levantamento de Castellani *et al.* (2007) mas que foram citadas durante as entrevistas com informantes-chave, tais como: *Ocotea pulchella*, *Ilex pseudobuxus* e *Clusia parviflora*, que ocorrem em outras sub-formações de restinga, não compondo o ambiente de duna frontal. Ainda assim, considerando-se apenas a duna frontal, não parece haver relação direta entre conhecimento e disponibilidade de espécies de restinga de duna frontal.

Em um estudo realizado na Praia de Naufragados, Florianópolis, 12 informantes-chave relataram o uso de 25 espécies (Miranda & Hanazaki 2008). Esses resultados indicam que a comunidade do Pântano do Sul parece ter um maior conhecimento das utilizações das plantas, visto que para cinco informantes-chave, foram citados usos para 46 espécies. Deve-se considerar também que o foco dos levantamentos no Pântano do Sul e em Naufragados foi um pouco diferente, pois no Pântano do Sul a ênfase era dada apenas para plantas presentes na restinga. Assim, enquanto no primeiro estudo houve uma predominância de citações de plantas exóticas, na comunidade do Pântano do Sul, apenas sete espécies exóticas ou de distribuição cosmopolita foram citadas (*Tetragonia tetragonoides*, *Cymbopogon citratus*, *Kalanchoe* sp., *Ricinus communis*, *P. guajava*, *Wedelia trilobata*, *Bidens pilosa*), sendo o restante composto por plantas nativas.

Já em um estudo realizado em Arraial do Cabo (Fonseca-Kruel & Peixoto 2004), com 15 informantes-chave, foi citado um número maior de espécies utilizadas (68, distribuídas em 61 gêneros e 42 famílias). Isso pode indicar que aquela comunidade apresenta um conhecimento maior sobre a vegetação de restinga, que pode ser decorrente dos seus diferentes graus de isolamento e urbanização, ou mesmo efeitos do esforço amostral. É possível, também, que a menor riqueza de espécies de restinga citadas no Pântano do Sul esteja refletindo um menor uso atual da vegetação, uma vez que o uso de

muitas das espécies citadas não reflete um uso atual e sim um uso no passado de recursos para a confecção de utensílios (como por exemplo, vassouras, 'alfinetes' para as rendas de bilro e cordões), para alimentação (frutos consumidos na infância) e para uso lúdico (plantas usadas em brincadeiras infantis, como a *Lantana camara* L.).

A metodologia de *checklist* combinou dois estímulos visuais diferentes: fotografias e amostras de plantas frescas. O primeiro apresenta a vantagem de representar a planta no contexto original, e muitas vezes com frutos e flores, o que não seria possível em exemplares frescos, que estariam limitados à época do ano de floração e frutificação. Entretanto, apresenta a desvantagem de restringir o entrevistado apenas à informação visual, não oferecendo dados táteis e olfativos, que muitas vezes são importantes para a identificação de uma espécie. Já o segundo, restringe os estímulos para uma porção limitada da planta, e apresenta dificuldades logísticas com relação a substituição do material antes de cada dia de entrevista, com o propósito de se manter sempre fresco; porém apresenta como vantagem a preservação de muitas outras características naturais como cor, odor e textura (Medeiros *et al.* 2008). A combinação desses dois estímulos neste estudo propiciou uma maior variedade de estímulos sensoriais ao entrevistado, visando obter informações mais completas. Com relação ao método de turnês-guiadas (*walking on the woods*), este proporciona como maior vantagem a apresentação da planta no seu contexto biológico e ecológico original, facilitando a sua identificação, bem como a aquisição de informações mais detalhadas; entretanto, apresenta também limitações como dificuldade de levar os informantes-chave ao campo e por consumir muito tempo (Medeiros *et al.* 2008). Essa dificuldade foi encontrada no presente estudo, já que foram identificados apenas sete informantes-chave, e apenas cinco destes concordaram em realizar a caminhada na trilha pré-estabelecida na restinga. Em termos de informações acerca do conhecimento e uso das plantas, apenas duas espécies do *checklist* não foram apontadas pelos informantes-chave (*Lantana camara* L. e *Spartina ciliata* Brongn.), mas para todas as demais obtivemos um maior detalhamento quanto aos seus usos conhecidos.

Neste trabalho também foram efetuadas atividades visando o retorno de resultados à comunidade, através de oficinas junto à Escola Municipal Severo Honorato da Costa, localizada no bairro do Pântano do Sul e junto ao Instituto Ilhas do Brasil, através do Projeto de Mobilização Comunitária Estrelas-do-Mar, que é composto por jovens da região e tem como um dos objetivos conscientização ambiental e capacitação para a prática do turismo sustentável e de outras atividades envolvendo empreendedorismo juvenil.

As oficinas foram compostas por aulas demonstrativas e pela realização de trilhas na restinga para a observação e reconhecimento das plantas apresentadas anteriormente durante o *checklist*; foram também abordados temas como conservação e degradação ambiental dos ambientes de restinga. Foi utilizado um material didático confeccionado para este fim, composto por apostila de identificação das plantas da restinga do Pântano do Sul e um jogo didático de identificação das plantas em questão. Estas ações contribuíram para a difusão do conhecimento dos mais idosos entre os mais jovens, colaborando para a valorização da identidade da comunidade no que diz respeito ao conhecimento do ambiente que os cerca. O material didático confeccionado (uma apostila e um jogo sobre sistemática de plantas de restinga) foi deixado na sede do Instituto Ilhas do Brasil, localizado no Pântano do Sul e estará disponível para consulta da comunidade.

Conclusões

É possível perceber que os moradores da comunidade do Pântano do Sul têm conhecimento sobre a utilização das espécies de restinga, que se mostrou mais detalhado do que se comparado com a população de Naufragados, localizada ao sul da Ilha de Santa Catarina. As categorias de uso mais conhecidas pela população são a medicinal, seguida por alimentar, artesanato/

manufatura, omamental e outras. Não foi possível verificar se esse conhecimento está distribuído homogeneamente entre os sexos devido à predominância de mulheres na amostragem do *checklist*; com relação à idade, existe a tendência de que pessoas mais idosas tenham mais conhecimento acerca da utilização das plantas. As metodologias utilizadas se mostraram eficientes, de forma que o *checklist* é indicado principalmente para diagnosticar o conhecimento geral de um conjunto de entrevistados acerca de um tema; já através da turnê-guiada é possível ter acesso ao conhecimento de um grupo mais restrito de informantes-chave que detém o conhecimento da população. Entretanto, para a metodologia do *checklist*, recomendamos a utilização de estratificação da amostragem, não apenas considerando os diferentes setores na área de estudo, mas também a estratificação de acordo com o sexo dos entrevistados. O uso de métodos e técnicas complementares possibilitou a construção de um retrato mais completo acerca do conhecimento etnobotânico da comunidade estudada. Por fim, ressaltamos a importância da valorização deste conhecimento através de ações de retorno de resultados às comunidades pesquisadas.

Agradecimentos

Aos moradores do Pântano do Sul que gentilmente cederam parte de seu tempo e de seus conhecimentos; à Associação de Moradores do Pântano do Sul; à escola Municipal Severo Honorato da Costa e ao prof. R. Salazar; A. Castro e ao Instituto Ilhas do Brasil. À A. S. Mello, F. C. Oliveira, T. M. Miranda, C. Baldauf, T. T. Castellani, T. Sakuma e G. Domenico pelo auxílio na coleta de dados em campo e na etapa piloto. Ao CNPQ pela bolsa PIBIC/BIP concedida a S. Melo e V. D. Lacerda e ao FUNPESQUISA/ UFSC pelo apoio financeiro.

Referências Bibliográficas

Albuquerque, U. P. & Lucena, R. F. P. 2004. Métodos e técnicas na pesquisa etnobotânica. Livro Rápido/NUPEEA, Recife, 189p.

Alexiades, M. N. 1996. Selected guidelines for ethnobotanical research: a field manual. The New York Botanical Garden, New York, 306p.

Almeida, C. E; Karnikowski, M. G. O.; Foleto, R. & Baldisserotto, B. 1995. Analysis of antidiarrheic effect of plants used in popular medicine. Revista de Saúde Pública 29(6): 428-33.

Amorozo, M. C. M. & Gely, A. L. 1988. Uso de plantas medicinais por caboclos do Baixo Amazonas, Barcarena, PA, Brasil. Boletim do Museu Paraense Emilio Goeldi, Sér. Bot. 4(1): 47-131.

Begossi, A.; Leitão Filho, H. F. & Richerson, P. J. 1993. Plant uses in a Brazilian coastal fishing community (Búzios Island). Journal of Ethnobiology 13(2): 233-256.

Borges, M. H.; Soares, A. M.; Rodrigues, V. M.; Oliveira, F.; Fransheschi, A. M.; Rucavado, A.; Giglio, J. R.; Homsi-Brandeburgo, M. I. 2001. Neutralization of proteases from Bothrops snake venoms by the aqueous extract from *Casearia sylvestris* (Flacourtiaceae). Toxicon 39: 1863-1869.

Campos, M. T. & Eringhaus, C. 2003. Plant virtues are in the eyes of beholders: a comparison of known palm uses among indigenous and folk communities of southwestern Amazonia. Economic Botany 3(57): 324-344.

Castellani, T. T.; Lopes, B. C; Peixoto, J. R. V.; Bento, L. H. G.; Godinho, P. S. & Silva, S. L. 2007. Diagnóstico da vegetação e do uso da duna frontal durante a pesca da tainha (*Mugil brasiliensis*), Praia do Pântano do Sul, Florianópolis, SC. Biotemas 20: 45-57.

Cavallari, M. M. 2008. Variabilidade genética e química entre e dentro de populações de *Casearia sylvestris* Sw. (Salicaceae) no estado de São Paulo. Tese de Doutorado. UNESP, Botucatu.

CONAMA (Conselho Nacional do Meio Ambiente). Resolução 261, de 30 de junho de 1999. Disponível em: http://www.mma.

gov.br/port/conama/res/res99/res26199.html (acesso em maio/2005)

Cotton, C. M. 1996. Ethnobotany – principles and applications. John Wiley Sons, Chichester, 423p.

Davis, E. W. 1995. Ethnobotany: an old pratice, a new discipline. *In*: Schultes, R. E. & Reis, S. von (eds.). Ethnobotany evolution of a discipline. Discorides Press. Pp. 40-51.

Di Stasi, L. C. & Hiruma-Lima, C. A. 2002. Plantas medicinais na Amazônia e Mata Atlântica. 2 ed. Ed. UNESP, São Paulo, 604p.

Fenner, R.; Betti, A. H.; Mentz L. A. & Rates, S. M. K. 2006. Plantas utilizadas na medicina popular brasileira com potencial atividade antifúngica. Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas 42(3) :369-394.

Figueiredo, G. M.; Leitão-Filho, H. F. & Begossi, A. 1993. Ethnobotany of Atlantic Forest coastal communities: diversity of plants uses in Gamboa (Itacuruçá island, Brazil). Human Ecology 21(4): 419-430.

Figueiredo, G. M.; Leitão-Filho, H. F. & Begossi, A. 1997. Ethnobotany of Atlantic Forest coastal communities: II. diversity of plant uses at Sepetiba bay (SE Brazil). Human Ecology 25(2) : 353-360.

Fonseca-Kruel, V. S. & Peixoto, A. L. 2004. Etnobotânica na Reserva Extrativista Marinha de Arraial do Cabo, RJ, Brasil. Acta Botanica Brasílica 18(1) :177-190.

Hanazaki, N.; Tamashiro, J. Y.; Leitão-Filho, H. F. & Begossi, A. 2000. Diversity of plants uses in two 'caiçara' communities from the Atlantic Forest coast, Brazil. Biodiversity and Conservation 9: 597-615.

Hanazaki, N. 2004. Etnobotânica. *In*: Begossi, A. (ed.). Ecologia humana de pescadores da Mata Atlântica e da Amazônia. FAPESP/HUCITEC, São Paulo. Pp. 37-57.

IPUF (Instituto de Planejamento Urbano de Florianópolis). Geoprocessamento. Disponível em: www.ipuf.sc.gov.br (acesso em maio/2007).

Lago, S. C. M. 1996. Modos de vida e identidade – Sujeitos no processo de urbanização da Ilha de Santa Catarina. Editora da UFSC, Florianópolis, 274p.

Lorenzi, H. & Matos, F.J.A. 2002. Plantas medicinais no Brasil – nativas e exóticas. Instituto Plantarum, São Paulo, 512p.

Martins, A. G; Rosário, D. L; Barros, M. N. & Jardim, M. A. G. 2005. Levantamento etnobotânico de plantas medicinais, alimentares e tóxicas da Ilha do Combu, Município de Belém, estado do Pará, Brasil. Revista Brasileira de Farmacologia 86(1): 21-30.

Medeiros, M. F. T; Fonseca V. S. & Andreata, R. H. P. 2004. Plantas medicinais e seus usos pelos sitiantes da Reserva do Rio das Pedras, Mangaratiba, RJ, Brasil. Acta Botanica Brasílica 18(2): 391-399.

Medeiros, P. M.; Almeida, A. L. S; Lucena, R. F. P. & Albuquerque, U. P. 2008. The role of visual stimuli in ethnobotanical surveys: an overview. *In:* Albuquerque, U. P. & Ramos, M. A. (org.). Current topics in Ethnobotany. Research Signpost. Pp. 125-137.

Miranda, T. M. & Hanazaki, N. 2008. Conhecimento e uso de recursos vegetais de restinga por comunidades das ilhas do Cardoso (SP) e de Santa Catarina (SC). Acta Botanica Brasilica 22(1): 203-215.

Mors, W. B.; Rizzini, C. T. & Pereira, N. A. 2000. Medicinal plants of Brazil. De Filipps, R. A. Algonac, Reference Publication, 501p.

NEA (Núcleo de Estudos Açorianos/UFSC). Disponível em: http://www.nea.ufsc.br/guia_acores.php (acesso em abril/2008)

Panizza, S. 1998. Plantas que curam – Cheiro de mato. 3ed. INBRASA, São Paulo, 280p.

Pedretti Neto. 1965. Vital Brazil em Botucatu. Disponível em http://www2.prossiga.br/VitalBrazil/sobre/pedrettineto.htm (acesso em abril/2008).

Peroni, N.; Begossi, A. & Hanazaki, N. 2008. Artisanal fishers' ethnobotany: from plant diversity use to agrobiodiversity management. Environment, Development and Sustainability 10: 623–637.

Pinto, E. P. P.; Amorozo, M. C. M. & Furlan, A. 2006. Conhecimento popular sobre plantas medicinais em comunidades rurais de mata atlântica, Itacaré, BA, Brasil. Acta Botanica Brasilica 20(4): 751-762.

Prance, G. T. 1991. What is ethnobotany today? J. Ethnopharmacology 32: 209-216.

Sertie, J. A; Basile, A. C.; Panizza, S.; Oshiro, T. T.; Azzolini, C .P. & Penna, S. C. 1991. Pharmacological assay of *Cordia verbenaceae*. III - Oral and topical anti-inflammatory activity and gastrotoxicity of a crude leaf extract. Journal of Ethnopharmacology 31(2): 239-247.

Silva, M. S.; Antoniolle, A. R.; Batista, J. S. & Mota, S. N. 2006. Plantas medicinais usadas nos distúrbios do trato gastro-intestinal no Povoado Colônia Treze, Lagarto, SE. Acta Botanica Brasilica 20(4): 815-829.

Souza, C. D. & Felfili, J. M. 2006. Uso de plantas medicinais na região de Alto Paraíso de Goiás, GO, Brasil. Acta Botanica Brasilica 20(1): 135-142.

Reitz, R. 1961. Vegetação da zona marítima de Santa Catarina. Sellowia 13: 17-115.

Rocha, M.; Fulgencio, S. F.; Rabeti, A. C; Nicolau, M.; Poli, A.; Simões, C. M. O. & Ribeiro do Vale, R. M. 1994. Effects of Hydroalcoholic Extracts of *Portulaca pilosa* and *Achyrocline satureioides* on urinary sodium and potassium excretion. J. Ethnopharmacology 43(3): 179-183.

Vargas, V. M.; Guidobono, R. R. & Henriques, J. A. 1991. Genotoxicity of plants extracts. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 86(Suppl 2): 67-70.

A família Myrsinaceae nos contrafortes do Maciço da Tijuca e entorno do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Brasil

Maria de Fátima Freitas[1,3] & *Tatiana Tavares Carrijo*[2]

Resumo

(A família Myrsinaceae nos contrafores do Maciço da Tijuca e entorno do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Brasil) Myrsinaceae está representada no Brasil pelos gêneros *Ardisia*, *Cybianthus*, *Myrsine* e *Stylogyne*. Como parte dos estudos para a flora do estado do Rio de Janeiro, o presente trabalho apresenta o levantamento das espécies de Myrsinaceae ocorrentes nos contrafores do Maciço da Tijuca, incluindo os trechos de floresta urbana adjacentes ao Jardim Botânico do Rio de Janeiro. São descritas e ilustradas as seguintes espécies: *Ardisia compressa*, *A. humilis*, *A. solanacea*, *Cybianthus cuneifolius*, *Myrsine coriacea*, *M. guianensis*, *M. hermogenesii*, *M. umbellata*, *M. venosa*, *Stylogyne depauperata* e *S. laevigata*.

Palavras-chave: Mata Atlântica, flora, taxonomia, *Ardisia*, *Cybianthus*, *Myrsine*, *Stylogyne*.

Abstract

(Family Myrsinaceae in the Maciço da Tijuca and vegetation adjacent to the Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Brazil) The Myrsinaceae are represented in Brazil by the following genera: *Ardisia*, *Cybianthus*, *Myrsine* and *Stylogyne*. As part of the studies for the flora of the state of Rio de Janeiro, this work presents the species of Myrsinaceae which occurs in the Maciço da Tijuca and vegetation adjacent to Rio Botanical Garden. The species described and illustrated are: *Ardisia compressa*, *A. humilis*, *A. solanacea*, *Cybianthus cuneifolius*, *Myrsine coriacea*, *M. guianensis*, *M. hermogenesii*, *M. umbellata*, *M. venosa*, *Stylogyne depauperata* and *S. laevigata*.

Key words: Atlantic forest, flora, taxonomy, *Ardisia*, *Cybianthus*, *Myrsine*, *Stylogyne*.

Introdução

A família Myrsinaceae apresenta distribuição pantropical, e cerca de 1.500 espécies, subordinadas a 49 gêneros (Ståhl & Anderberg 2004). No Brasil ocorrem os gêneros *Ardisia*, *Cybianthus* (incl. *Conomorpha*), *Myrsine* (incl. *Rapanea*) e *Stylogyne*, totalizando cerca de 100 espécies (Jung-Mendaçolli *et al.* 2005).

As espécies de Myrsinaceae são árvores, mais freqüentemente arbustos, de folhas simples, alternas, sem estípulas, freqüentemente adensadas no ápice dos ramos, apresentando, geralmente, estruturas secretoras internas que podem ser encontradas nas flores e frutos (Barroso *et al.* 2002).

As espécies de *Ardisia*, por seu caráter ornamental, são amplamente utilizadas no paisagismo (Heywood 1993), enquanto que as espécies nativas de *Myrsine* destacam-se em processos naturais de sucessão (Tabarelli & Mantovani 1997; Dornelles & Negrelle 2000) e como importante recurso alimentar para a avifauna (Pineschi 1990, Silva & Tabarelli 2000). No entanto, pouco é conhecido a respeito dos potenciais de uso e comercialização das espécies brasileiras de Myrsinaceae, principalmente dos gêneros *Cybianthus* e *Stylogyne*.

O primeiro estudo sobre as espécies do gênero *Myrsine* (=*Rapanea*) que ocorrem na Mata Atlântica no estado do Rio de Janeiro foi apresentado por Siqueira (1993). Jung-Mendaçolli & Bernacci (1997, 2001) e Jung-Mendaçolli *et al.* (2005) redescreveram espécies citadas por Mez (1902) em floras locais do sudeste brasileiro, principalmente do estado de São Paulo, enquanto Freitas & Kinoshita (2004, 2005) enfocaram seus estudos em espécies de *Myrsine* do Sudeste e Sul do Brasil. Ainda assim, dados sobre táxons brasileiros de Myrsinaceae são escassos e insuficientes frente a grande diversidade existente.

Artigo recebido em 09/2007. Aceito para publicação em 11/2008.
[1]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[2]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Escola Nacional de Botânica Tropical, Bolsista CAPES-Doutorado.
[3]Autor para correspondência: ffreitas@jbrj.gov.br

Aublet (1775) descreveu o gênero *Rapanea* distinguindo-o de *Myrsine* pela presença de anteras completamente sésseis ao tubo da corola. Este conceito foi seguido por Mez (1902). Autores subsequentes que analisaram espécies da América do Sul e Ásia (Hosaka 1940; Pipoly 1991, 1996; Pipoly & Chen 1995; Otegui 1998; Freitas & Kinoshita 2005) descreveram variações no androceu, como a presença de filetes reduzidos e/ou parcialmente livres do tubo da corola. Estes autores questionaram a distinção dos gêneros considerando *Rapanea* como sinônimo de *Myrsine*. Chen & Pipoly (1996) esclareceram que, em uma visão mundial das espécies, este caráter não sustenta a circunscrição destes em gêneros distintos. Otegui (1998), estudando as espécies do Cone Sul, realizou novas combinações de espécies ocorrentes no Brasil e novos ajustes também foram publicados por Freitas & Kinoshita (2004) para espécies ocorrentes na Região Sudeste. Recentemente, Jackes (2005) corroborou com esta ampla circunscrição ao revisar as espécies de *Myrsine* da Austrália por observar filetes não adnatos à corola.

O presente trabalho visa contribuir para o conhecimento da família Myrsinaceae, apresentando o inventário das espécies ocorrentes em um trecho de floresta atlântica do estado do Rio de Janeiro.

Material e Métodos

A área de estudo compreende toda a formação de floresta urbana no entorno do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, incluindo o Maciço da Tijuca. A área apresenta cobertura vegetal típica de Floresta Ombrófila Densa, com clima tropical quente e úmido, e elevados índices de pluviosidade (Silva *et al.* 1994).

Para a realização do inventário foram analisados materiais depositados nos herbários GUA, HB, R, RB e RFA (acrônimos segundo Holmgren *et al.* 1990). Incluiu-se, neste trabalho, as espécies cultivadas no arboreto do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, pela ocorrência observada na vegetação adjacente.

São apresentadas descrições, ilustrações, chaves para identificação dos gêneros e espécies e comentários.

Resultados e Discussão

Dos gêneros de Myrsinaceae citados por Gentry (1996) para o Brasil, todos estão representados na região estudada, somando-se onze espécies, a saber: *Ardisia compressa*, *A. humilis*, *A. solanacea*, *Cybianthus cuneifolius*, *Myrsine coriacea*, *M. guianensis*, *M. hermogenesii*, *M. umbellata*, *M. venosa*, *Stylogyne depauperata* e *S. laevigata*.

Chave para identificação dos gêneros de Myrsinaceae

1. Inflorescências umbeliformes .... 3. *Myrsine*
1'. Inflorescências em racemos, panículas ou corimbos.
   2. Flores em racemos, flores tetrâmeras .... 2. *Cybianthus*
   2'. Flores em corimbos ou panículas, flores pentâmeras ou tetrâmeras.
      3. Corola rotácea ou campanulada, estilete subulado, estigma puntiforme, ovário multiovulado .... 1. *Ardisia*
      3'. Corola campanulada, estilete cilíndrico, estigma capitado ou capitulado, ovário pauciovulado .... 4. *Stylogyne*

1. *Ardisia* Sw.

Arbustos ou árvores, monóicas. Ramos tomentosos ou glabros. Folhas pecioladas, atenuadas, com pontuações glandulares translúcidas ou nigrescentes, margem inteira ou levemente serrada. Inflorescências terminais, laterais ou axilares, em corimbos ou panículas corimbosas a subcorimbosas. Flores bissexuais 5-meras, cálice e corola contortos ou imbricados, pontuados. Estames livres entre si ou unidos formando um tubo estaminal; anteras rimosas ou poricidas, introrsas,

basifixas ou dorsifixas. Estilete subulado ou cilíndrico, estigma puntiforme. Drupa esférica a esferoidal, monospérmica, embrião filiforme, oblíquo.

Ardisia possui entre 400-500 espécies de distribuição pantropical (Chen & Pipoly 1996). No Brasil ocorrem cerca de 15 espécies (Miquel 1856).

Chave para as espécies de *Ardisia*

1. Corola campanulada; pétalas deflexas a revolutas, ápice arredondado a ligeiramente agudo . ... 1.1 *A. compressa*

1'. Corola rotácea; pétalas patentes, subpatentes à ligeiramente deflexas (nunca revolutas), ápice acuminado a abruptamente acuminados.

   2. Pedicelos 8–9 mm compr.; sépalas com margem fimbriada; filetes curtos (cultivada).... .... 1.2 *A. humilis*

   2'. Pedicelos 23–25 mm compr., sépalas com margem inteira, anteras sésseis (cultivada, subespontânea) .... 1.3 *A. solanacea*

1.1 *Ardisia compressa* Kunth *in* H.B.K., Nov. Gen. Sp. 3: 245. 1818. Fig. 1a-d

Arbusto ca. 3 m alt. Ramos cilíndricos, 2,3–2,8 mm diâm., glabros, tomentosos nas porções jovens. Folhas cartáceas, elípticas a oboelípticas, 10,5–12 × 3,8–4,4 cm, base levemente atenuada, ápice acuminado, margem inteira a irregular; nervação campilódroma, face abaxial com pontuações cilíndricas, nigrescentes, visíveis; pecíolo 4–5 mm compr., glabro. Inflorescências terminais e laterais (axilares ou ramifloras), panículas corimbosas 3-ramificadas, brácteas caducas; pedúnculo 15,4–16,2 mm compr., glabros. Flores 5–6 mm compr., pedicelos 5–6 mm compr.; cálice cupuliforme, ca. 1,6 mm compr., lóbulos ca. 1,5 × 1 mm, cartáceos, triangulares, ápice agudo, com pontuações cilíndricas nigrescentes e alaranjadas, margem glanduloso-fimbriada, não hialina; corola campanulada, 5,5–5,7 mm compr., pétalas 4,4–4,6 × 1,5–1,7 mm, cartáceas, deflexas a revolutas, glabras, lóbulos elípticos, ápice arredondado a ligeiramente agudo, margem inteira, pontuações cilíndricas e lineares esparsas; estames ca. 3,2 mm compr., filetes ca. 1,7 mm compr., anteras linear-sagitadas, ca. 3,5 × 0,6 mm, coloração uniforme, rimosas, ápice agudo, apiculado, base cordada; gineceu ca. 6–6,2 mm compr., ovário ovado, ca. 1,2 × 1 mm, com muitas pontuações glandulares cilíndricas e lineares, multiovulado, estilete cilíndrico, ca. 4 mm compr., estigma puntiforme. Drupa ovato-depressa, 6,5 × 5,6 mm, com pontuações cilíndricas e lineares proemimentes.

Ardisia compressa é originária da Venezuela e utilizada no Brasil como ornamental. São arbustos de crescimento em touceiras, com flores alvas, com anteras amarelas e frutos vistosos. Pode ser encontrada como subespontânea nas vegetações adjacentes ao arboreto do Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Floresce de maio a junho e frutifica em julho e agosto.

Material examinado: arboreto do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, V.1991, fl., *J. C. Gomes s.n.* (RB 292082); 31.V.1999, fl., *C. G Pinto et al. 88* (RB); VII.1991, fr., *N. M. F. Silva et al. s.n.* (RB 292906); 27.VIII.1996, bot. e fl., *L. C. Giordano et al. 2118* (RB).

1.2 *Ardisia humilis* Vahl, Symb. Bot. 3: 40. 1794. Fig. 1e-g

Arbusto 3 a 4 m alt. Ramos cilíndricos, 1,6–2,5 mm diâm., glabros, com pontuações glandulares lineares. Folhas cartáceas, elípticas à elíptico-obovadas, 12–12,9 × 4,2–4,8 cm, base e ápice agudos, margem inteira; nervação campilódroma, face abaxial com pontuações nigrescentes em toda a extensão; pecíolo 6–7 mm compr., glabro. Inflorescências subterminais e axilares, panículas subcorimbosas, com 6–8 flores, brácteas caducas; pedúnculo ca. 9 mm compr. Flores 9–10 mm compr.; pedicelos 8–9 mm compr.; sépalas cartáceas, eretas, ca. 1,8 × 2,5 mm, ovadas, ápice arredondado, com pontuações cilíndricas nigrescentes, margem fimbriada, hialina; corola rotácea, pétalas ca.

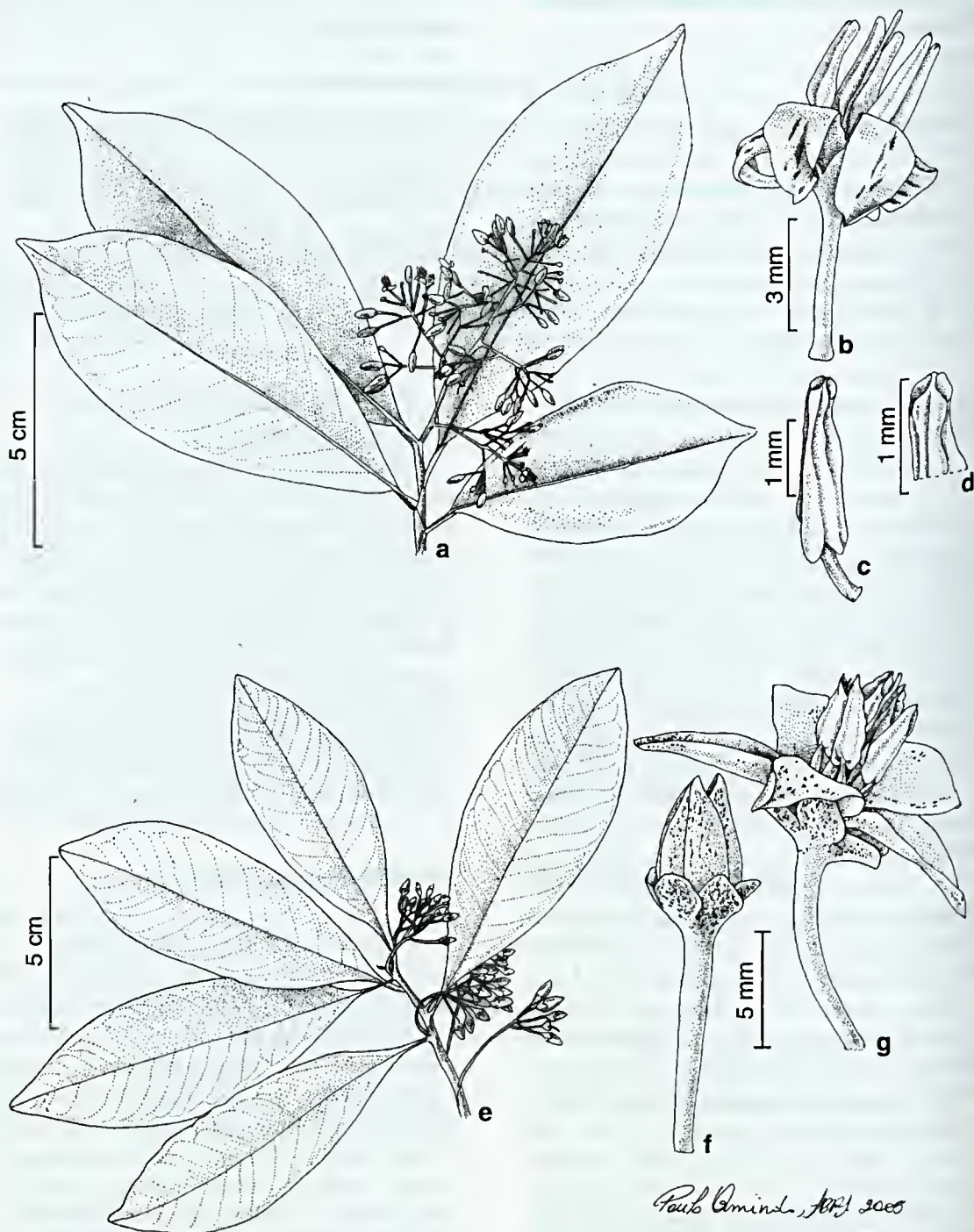



Figura 1 – a-d. *Ardisia compressa* Kunth – a. detalhe do ramo florífero; b. flor; c. antera; d. detalhe da antera com poro apical (*Giordano 2118*). e-g. *Ardisia humilis* Vahl – e. detalhe do ramo florífero; f. botão floral; g. flor (*IRC.RCC 53*).

9,5×3,5 mm, cartáceas, glabras; lóbulos elíptico-lanceolados, patentes, ápice acuminado, margem inteira, com pontuações lineares; estames ca. 4,3 mm compr., filetes ca. 0,5 mm compr., anteras sagitadas, sub-sésseis, ca. 3,8 × 1,2 mm, rimosas; gineceu 6,5 mm, ovário cônico, ca. 0,9 × 1 mm, multiovulado, estilete ca. 4,5 mm compr., com pontuações em toda extensão, estigma puntiforme. Drupa globosa-depressa, 5,3×4,6 mm, com pontuações lineares nigrescentes e proeminentes.

Ardisia humilis é originária da Ásia. No Brasil é utilizada como ornamental devido às suas flores róseas. Seus frutos roxos e vistosos são atrativos à avifauna, especialmente para os tucanos que habitam a área do Jardim Botânico. Floresce nos meses de agosto à dezembro e frutifica em dezembro e janeiro.

Material examinado: arboreto do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 29.I.1947, fl., *J. G. Kuhlmann s.n.* (RB 82887); 6.XII.1985, fl., *IRC.RCC 53* (RB); 27.VIII.1996, fl. e fr., *L. C. Giordano et al. 2177* (RB).

1.3 *Ardisia solanacea* Roxb., Hort. Bengal. 16: 580. 1814. Fig. 2a-c

Arbusto 4 a 5 m alt. Ramos cilíndricos, 2,7–3,1 mm diâm., glabros, com pontuações glandulares lineares. Folhas cartáceas, elíptico-obovadas, 15,2–16,2×5,4–5,6 cm, base aguda, ápice acuminado, margem inteira; nervação campilódroma, pontuações glandulares nigrescentes em toda a extensão de ambas as faces; pecíolo 15,2–7,5 mm compr., 1,7–2 mm diâm., atenuado com a lâmina foliar. Inflorescências subterminais e axilares, panículas corimbosas, 4–5 flores; pedúnculo 20–28 mm compr., com pontuações nigrescentes, indumento furfuráceo e tricomas glandulares, de coloração alaranjada. Flores 8–9 mm compr.; pedicelos 23–25 mm compr., pontuações nigrescentes, lepidotas; sépalas com ca. 6,5 × 4 mm, concrescidas na base, largamente ovadas, ápice arredondado, pontuações arredondadas e lineares, margem inteira; corola rotácea, pétalas ca. 8,3×5,5 mm, brevemente conadas na base, subcarnosas, lóbulos elípticos, ápice abruptamente acuminado, margem inteira, com muitas pontuações nigrescentes, cilíndricas e lineares; estames ca. 5,2 mm compr., unidos por um breve tubo; anteras sagitadas, sésseis, ca. 6,2×1,8 mm, rimosas, base cordada, ápice agudo, conectivo nigrescente; ovário elíptico, ca. 1,7 × 1,2 mm compr., multiovulado, estilete 5 mm compr., com pontuações em toda extensão, estigma puntiforme. Drupa globosa, 5,8–7,8 mm, com pontuações cilíndricas e lineares proeminentes.

Ardisia solanacea é originária da Ásia. Nos estados do Rio de Janeiro e São Paulo é cultivada por seu caráter ornamental, já que possui flores róseas e frutos arroxeados lustrosos. No Rio de Janeiro ocorre como subespontânea na Floresta da Tijuca, matas do Jardim Botânico do Rio de Janeiro e Parque Lage. Ocorre frequentemente em áreas perturbadas e em borda de mata. Floresce e frutifica durante todo o ano.

Material examinado: arboreto do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 30.IV.1999, fl., *C. G. Pinto et al. 69* (RB); 7.III.1995, fr., *L. C. Giordano et al. 1829* (RB); 31.V.1990, fr., *L. C. F. Frutuoso 56* (RB); 24.II.1991, fr., *M. Nadruz et al. 670* (RB); matas do Jardim Botânieo do Rio de Janeiro, 12.VII.1989, fr., *R. Marquete et al. s.n.* (RB 286864); Floresta da Tijuca, estrada da Vista Chinesa, 21.III.1973, fr., *D. Araujo 166* (RB); 25.II.1972, fl. e fr., *J. Almeida 1290* (RB); Parque Lage, 29.XII.1967, fl., *D. Sucre 2077* (RB).

2. *Cybianthus* Mart.

Arbustos dióicos, com ramos glabros a tomentosos. Folhas pecioladas, atenuadas, cuneadas, com pontuações glandulares translúcidas ou amareladas, margem inteira. Inflorescências laterais, em panículas ou racemos. Flores unissexuais 3–6-meras, cálice e corola valvares ou imbricados, rotáceos a cupuliformes, cartáceos ou carnosos, com pontuações glandulares, tricomas lepidotos, ferrugíneos ou translúcidos. Estames e estaminódios adnatos a corola, filetes formando um tubo estaminal; anteras ovadas, poricidas ou rimosas, introrsas, basifixas ou dorsifixas; estaminódios semelhantes aos estames, menores em tamanho. Estilete cilíndrico, estigma capitado ou puntiforme. Pistilódio cônico ou vestigial; placenta com óvulos unisseriados. Drupa globosa a globosa-depressa, monospérmica, com pontuações cilíndricas e ou lineares pouco visíveis.

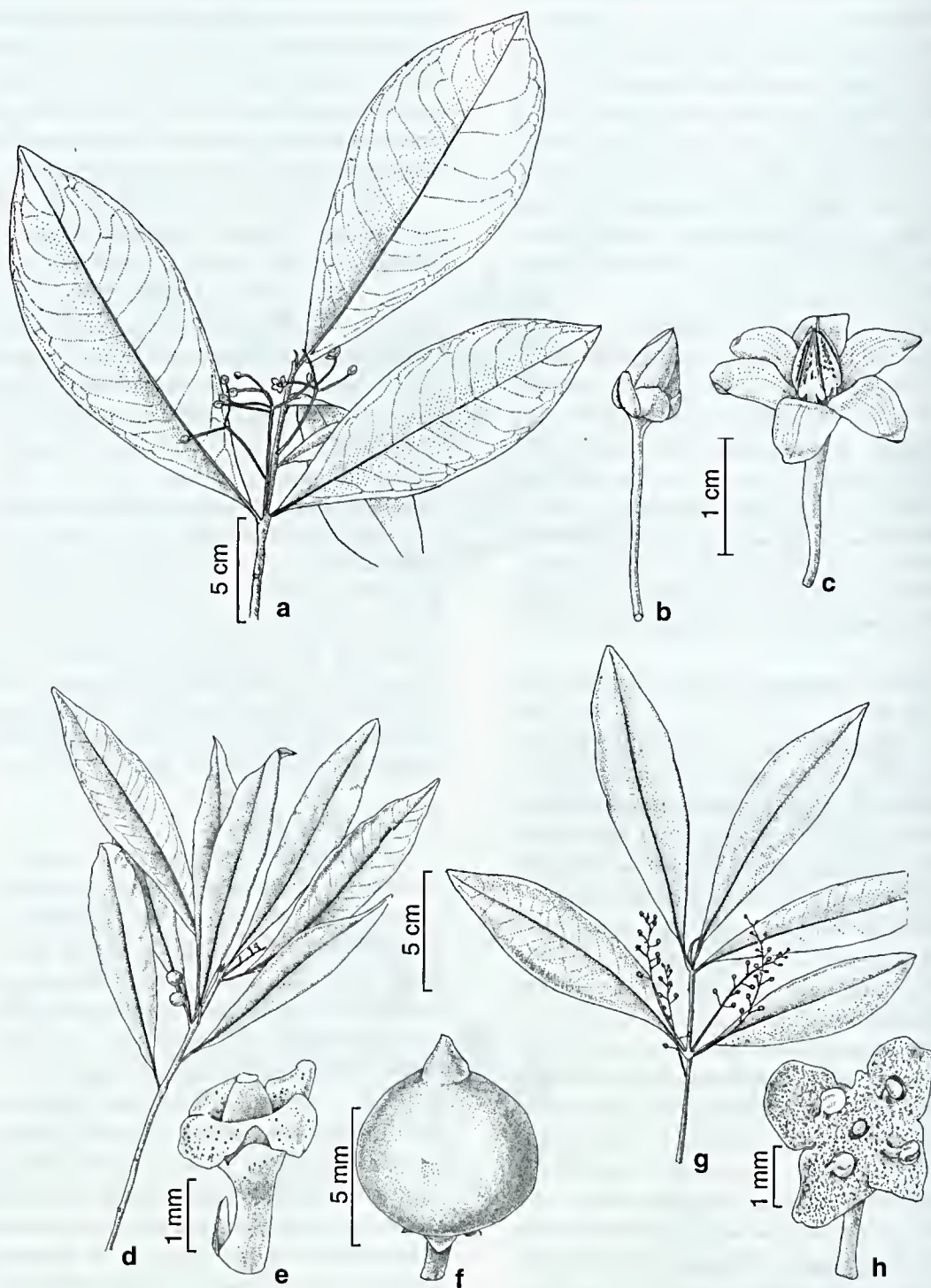



Figura 2 – a-c. *Ardisia solanacea* Roxb. – a. ramo florífero; b. botão floral; c. flor; d-h. *Cybianthus cuneifolius* Mart. – d. ramo com frutos imaturos; e. flor pistilada; f. fruto; g. ramo com botões florais; h. flor estaminada (a-c *Sucre 2077*; d-f *Braga 5786*; g-h *Sucre 7963*).

Cybianthus possui aproximadamente 200 espécies de distribuição exclusivamente neotropical (Pipoly 1992). No Brasil, está representado por cerca de 40 espécies (Pipoly 1998), a maioria pertencente ao subgênero *Cybianthus* (Agostini 1980).

2.1 *Cybianthus cuneifolius* Mart., Nov. Gen. *et* Sp. 3: 88. 1829. Fig. 2d-h

Arbustos unicaules, 1,5–2 m alt. Ramos terminais cilíndricos, candelabriformes, 1,7–3 mm diâm., tomentoso-ferrugíneo nas porções jovens. Folhas lanceoladas, 9–15 × 1,5–3 cm, membranáceas a cartáceas; base cuneada, ápice agudo-acuminado, nervação broquidódroma, pontuações circulares e nigrescentes na face abaxial; margem inteira, revoluta; pecíolo 6–10 mm compr., glabro. Inflorescências em racemos terminais e laterais, 3,5–4 cm compr., uma em cada axila foliar, com 6–10 flores, indumento tomentoso-ferrugíneo. Flores 4-meras, raro 3–5-meras; bractéolas ca. 0,5 mm compr., lanceoladas, margem irregular; sépalas cartáceas, 0,8 × 0,5 mm, ápice arredondado a agudo, curtamente conatas na base; pétalas cartáceas, ca. 1,8 × 1,5 mm, suborbiculares, pontuações cilíndricas, alaranjadas e nigrescentes, ápice arredondado, margem irregular com tricomas capitados; pedicelos 3,5–3,7 mm compr. em flores estaminadas, 1,5–2 mm compr. em flores pistiladas; estames ca. 1,2 mm compr.; filetes ca. 0,5 mm compr., anteras ca. 0,8 × 1 mm, ovadas, deiscentes por poros apicais, dorsifixas, conectivo ferrugíneo; pistilo cônico, estilete ca. 0,5 mm compr., estigma subcapitado. Drupa globosa, 5 × 4,6 mm, com pontuações lineares, nigrescentes e proeminentes.

Cybianthus cuneifolius ocorre como arbustos que ocupam preferencialmente florestas úmidas e sombreadas de encosta, em altitudes variando de 500–800 m. Os ramos são caracteristicamente candelabriformes e as flores apresentam coloração amarelo-pálida, sendo esverdeadas no centro. Floresce nos meses de novembro a janeiro e frutifica no mês de janeiro.

Material examinado: Floresta da Tijuca, Morro Sumaré, 11.XI.2002, fl., *D. Fernandes et al. 611* (RB); 24.XI.1971, fl., *D. Sucre 7963* (RB); 22.XII.1971, fl., *D. Sucre 8158* (RB); 21.I.2002, fr., *D. Fernandes 666* (RB); Horto Florestal, 24.IX.1991, fl., *M. Nadruz et al. 703* (RB); Matas do Pai Ricardo, 7.XI.1945; fl., *P. Occhioni 250* (RB); Parque Nacional da Tijuca, Pedra da Gávea, 29.I.2000, fl. e fr., *J. M. A. Braga 5786* (RB).

3. *Myrsine* L.

Arbustos, arvoretas ou árvores, dióicas. Ramos terminais cilíndricos, glabros a tomentosos. Folhas pecioladas, elípticas, ovadas a lanceoladas; com pontuações glandulares translúcidas, margem inteira. Inflorescências laterais e umbeliformes. Flores unissexuais, 4–6-meras, cálice e corola valvares a imbricados, rotáceos, raro cupuliformes, com pontuações glandulares alaranjadas a nigrescentes, membranáceas a cartáceas, tricomas capitados na margem, translúcidos. Estames e estaminódios adnatos a corola, filetes formando um tubo estaminal também adnato a corola, raro tubo estaminal parcialmente livre da corola, com apêndices alternos aos estames; anteras ovadas, rimosas, introrsas, dorsifixas; anteródios sagitados, menores que os estames. Estilete inconspícuo, estigma longo, irregularmente ramificado. Ovário globoso a elíptico, placenta com óvulos unisseriados, pistilódio cônico, estigma vestigial. Drupa globosa a elíptica, com pontuações cilíndricas e/ou lineares, abundantes.

Myrsine é um gênero com cerca de 300 espécies de distribuição pantropical, dentre elas cerca de 35 ocorrem no Brasil (Mez 1902).

Chave para identificação das espécies de *Myrsine*

1. Ramos terminais totalmente cobertos por longos tricomas ferrugíneos, ramificados, visíveis; folhas membranáceas .... 3.1 *M. coriacea*

1'. Ramos terminais glabros, ou glabriúsculos, com tricomas esparsos, curtos e não ramificados, pouco visíveis, somente na porção apical; folhas cartáceas a coriáceas.

    2. Folhas coriáceas, ovadas a elípticas, com pontuações lineares abundantes em toda face abaxial, nervuras secundárias pouco evidentes; cálice cupuliforme; frutos globosos....... .... 3.5 *M. venosa*

2'. Folhas cartáceas a coriáceas, ovadas, elípticas a lanceoladas, pontuações esparsas no limbo, raras ou evidentes na nervura principal, nervuras secundárias pouco a muito evidentes; cálice rotáceo; frutos globosos a elípticos.
   3. Folhas ovado-lanceoladas, base aguda, ápice agudo a acuminado, pontuações evidentes na nervura principal; pecíolo 7–10 mm compr.; pedicelos 2–5 mm compr.; frutos elípticos, 7 × 9 mm .... 3.3 *M. hermogenesii*
   3'. Folhas ovadas a elípticas, base e ápice arredondado, obtusos a agudo-acuminados, pontuações pouco evidentes ou visíveis no limbo; pecíolo 5–20 mm compr.; pedicelos 3–10 mm compr.; frutos globosos, 5 × 7 mm.
      4. Pontuações visíveis e esparsas no limbo, nervura principal ca. 1 mm larg. na base da face abaxial, nervuras secundárias evidentes; inflorescências congestas nos ramos, pedicelos 6–10 mm compr. .... 3.4 *M. umbellata*
      4'. Pontuações raras a não visíveis no limbo, nervura principal 1,5–2 mm larg. na base da face abaxial, nervuras secundárias pouco evidentes; inflorescências esparsas nos ramos, pedicelos 3–5 mm compr. .... 3.2 *M. guianensis*

3.1 *Myrsine coriacea* (Sw.) R.Br. *ex* Roem. & Schult., Syst. veg. 4: 511.1819. Fig. 3a-b

Arbustos a arvoretas ca. 3–10 m alt. Ramos terminais, 2–3 mm diâm., com indumento ferrugíneo. Folhas (3–)6–8(–10) × 1,5–2 cm, membranáceas, base aguda, revoluta na face abaxial, ápice agudo-acuminado; pontuações pouco visíveis; pecíolo 5–10 mm compr., piloso. Inflorescências com 6–8 flores, flores 5-meras, 2–3,5 mm compr.; pedicelos 1–1,5 mm compr., sépalas 0,5–0,8 mm compr., ápice agudo, margem fimbriada; pétalas (1–)2–2,5 mm compr., com pontuações globosas, escuras; apêndices do tubo estaminal ausentes, anteras 1–1,5 mm compr., anteródios 0,8 mm compr.; ovário ca. 0,8 × 1,0 mm, estigma ca. 1 mm compr. Drupa globosa ca. 3 × 4 mm, com pontuações lineares nigrescentes e proeminentes.

Myrsine coriacea é uma espécie que ocorre comumente em diversas formações florestais do Brasil, considerada pioneira nos estágios sucessionais. Ocorre preferencialmente em regiões abertas e na orla da mata. As folhas e ramos terminais são cobertos total ou parcialmente por tricomas ramificados, de colocação ferrugínea. É conhecida popularmente como capororoca.

Material examinado: Alto da Boa Vista, av. Edson Passos, próximo ao Leão, 27.IV.1984, fl., *C. A. L. Oliveira et al. 40* (GUA); 6.VII.1984, fr., *M. C. Vianna 1648* (GUA); estrada das Canoas, VI.1960, fl., *A. P. Duarte 5256* (HB, HBR); VI.1985, fr., *M. Nadruz 269, 270* (RB); estrada da Mesa do Imperador ao Alto da Boa Vista, 26.III.1959, fl., *E. Pereira et al. 4541* (HB, RB); Horto Florestal, 29.IV.1977, est., *Pessoal do Horto Florestal s.n.* (RB 152828); Mesa do Imperador, 1.V.1951, fl., *E. Pereira 640* (RB); Mesa do Imperador, estrada da Vista Chinesa, 22.VII.1977, fr., *A. M. S. F. Vaz 205* (RB); Parque Nacional da Tijuca, 10.XI.1984, fl., *V. F. Ferreira 3603* (GUA); Pedra da Onça, estrada do Redentor, 22.VI.1959, fl., *A. P. Duarte 4875* (HB, RB); Vista Chinesa, 14.V.1935, est., *A. C. Brade 14493* (RB); 20.V.1958, fr., *E. Pereira et al. 4315* (HB); 20.V.1958, fr., *Liene 3770* (RB); 22.VIII.1995, fl., *C. A. L. Oliveira 1046* (GUA); próximo a FEEMA, 28.VIII.1996, fl., *D. Araújo 10471* (GUA).

3.2 *Myrsine guianensis* (Aubl.) O. Kuntze, Rev. Gen. 2: 402.1981. Fig. 3c-e

Arvoretas a árvores (3-)5–8 m alt. Ramos terminais, 2–3 mm diâm., glabros. Folhas 9–15 × 1,5–3 cm, cartáceas a coriáceas, ovadas a elípticas, base obtusa, revoluta na face abaxial, ápice agudo-arredondado; nervura principal proeminente, 1,5–2 mm larg. na base, secundárias pouco evidentes, pontuações raras ou não visíveis, esparsas; pecíolo 8–15(–20) mm compr., glabro. Inflorescências esparsas nos ramos com 6–8 flores; flores 5-meras, 4–6 mm compr.; pedicelos 3–5 mm compr.; sépalas ca. 1 mm compr., ápice agudo, margem fimbriada; pétalas 2,5–3 mm compr., com pontuações globosas, escuras; apêndices do tubo estaminal ausentes, anteras e anteródios ca. 1,5 mm compr.; ovário ca. 5 mm compr.,

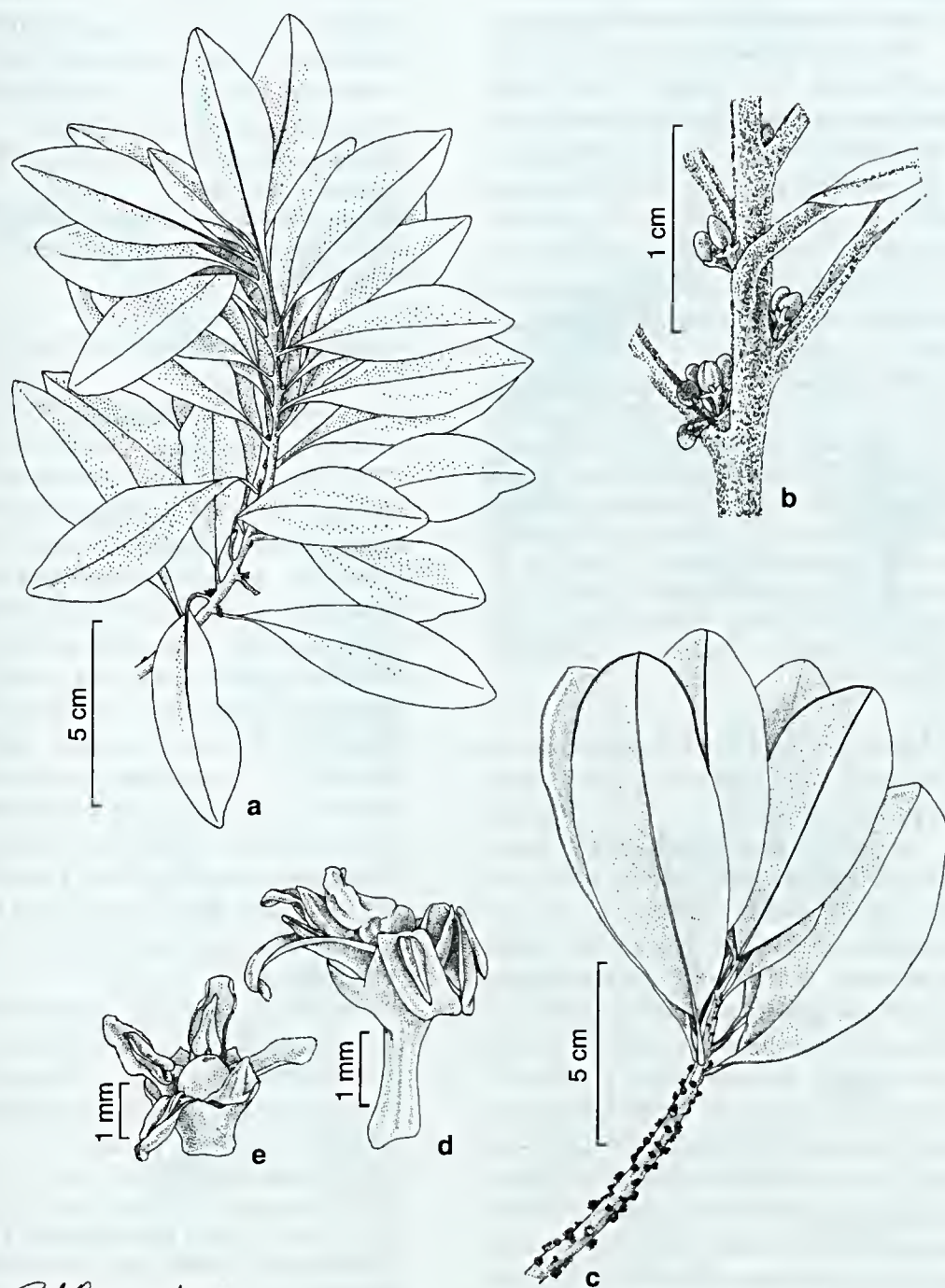



Figura 3 – a-b. *Myrsine coriacea* (Sw.) R.Br. *ex* Roem. & Schult. – a. ramo; b. detalhe de um ramo com botões; c-e. *Myrsine guianensis* (Aubl.) O. Kuntze – c. ramo; d. flor pistilada com pedicelo curto, ovário com estigma; e. flor pistilada com pedicelo longo, ovário com estigma (a-b *Pereira 640*; c-d *Duarte 4882*; e *Nadruz 251*).

estigma ca. 1 mm compr. Drupa globosa ca. 5 × 7 mm, com pontuações lineares nigrescentes.

Myrsine guianensis ocorre da região Amazônica ao Rio Grande do Sul, sendo comumente encontrada em formações vegetais de restinga da costa brasileira. Diferencia-se de *M. umbellata* por apresentar folhas muito coriáceas, pedicelos curtos e nervuras secundárias inconspícuas. Geralmente, os espécimes de *M. monticola* Mart. que ocorrem no cerrado e campos rupestres, são identificados como *M. guianensis*.

Material examinado: Corcovado, próximo ao Cristo, 2.VI.1948, fr., *A. P. Duarte 1125* (RB); entre a Mesa do Imperador e Alto da Boa Vista, 22.VI.1959, fl., *A. P. Duarte 4882* (RB, SP); estrada entre Tijuca e Paineiras, 21.VIII.1931, fr., *J. G. Kulhmann 530* (RB); Jardim Botânico, 26.VII.1916, est., *D. Constantino 214* (RB); Estrada das Canoas, VI.1985, fl., *M. Nadruz 251* (RB); praia da Gávea, VII.1916, est., *A. Frazão s.n.* (RB 12641); Mata do Rumo, Horto Florestal, 4.VI.1927, fl., *Pessoal do Horto Florestal s.n.* (RB 152824).

3.3 *Myrsine hermogenesii* (Jung-Mendaçolli & Bernacci) M.F. Freitas & L.S. Kinoshita, Bradea 10(1): 2. 2004. Fig. 4a-b

Arvoreta a árvores 6–10 m alt. Ramos terminais 3–4 mm diâm., glabros. Folhas 14–19 × 3–5 cm compr., cartáceas a coriáceas, ovado-lanceoladas, base aguda, ápice agudo-acuminado; pontuações avermelhadas, evidentes na nervura principal; pecíolo 7–10 mm compr., glabro. Inflorescências com 6–8 flores, 5-meras, 5–6 mm compr.; pedicelos 2–5 mm compr., sépalas ca. 1 mm compr., ápice agudo, margem fimbriada; pétalas 3,5–4 mm compr., com pontuações globosas e elípticas, escuras; apêndices do tubo estaminal ausentes, anteras 1,5–2 mm compr., anteródios 1,5 mm compr.; ovário elíptico-globoso 1,8–2 × 1 mm, estigma 2–2,5 mm. Drupa elíptica ca. 7 × 9 mm, com pontuações lineares nigrescentes.

Myrsine hermogenesii ocorre em floresta ombrófila do sul da Bahia ao Rio Grande do Sul. É diferenciada das demais espécies, especialmente de *M. umbellata*, por apresentar a nervura principal dotada de numerosas pontuações com coloração avermelhada, tornando-se marrom no material herborizado. Apresenta também frutos com maior tamanho que as demais espécies conhecidas deste gênero no Brasil.

Material examinado: Vista Chinesa, fr., 23.VIII.1931, *A. C. Brade 11009* (RB).

Material adicional examidado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Petrópolis, Quitandinha, 1948, fl., *O. C. Goes et al. 87* (RB).

3.4 *Myrsine umbellata* Mart., Flora Beibl. Ser 2, 24. 1841. Fig. 4c-d

Arvoretas a árvores 1,5 a 2 m alt. Ramos terminais 2–3 mm diâm., glabra. Folhas 9–15 × 1,5–3 cm, cartáceas a coriáceas, ovadas a elípticas, base aguda, revoluta na face abaxial, ápice agudo a acuminado, nervura principal ca. 1 mm larg., nervuras secundárias evidentes; pontuações visíveis e esparsas no limbo; pecíolo 5–10 mm compr., glabro. Inflorescências com 6–8 flores, flores 5-meras, 2–3,5 mm compr.; pedicelos 6–10 mm compr., sépalas 0,5–0,8 mm compr., ápice agudo, margem fimbriada; pétalas (1–)2–2,5 mm compr., com pontuações globosas, escuras; apêndices do tubo estaminal ausentes, anteras 1–1,5 mm compr., anteródios 0,8 mm compr.; ovário ca. 0,8 × 1 mm, estigma ca. 1 mm compr. Drupa globosa ca. 5 × 7 mm, com pontuações lineares nigrescentes e proeminentes.

Myrsine umbellata apresenta ampla distribuição no Brasil, ocorrendo principalmente na mata atlântica e cerrado. Caracteriza-se particularmente por suas densas inflorescências caulinares com longos pedicelos.

Material examinado: s.l., 4.VI.1944, fl., *E. Pereira 394* (RB); alto do Corcovado, 28.IX.1964, fr., *B. Blaster et al. 1135* (R); Horto Florestal, 8.X.1992, fr., *R. Marquete et al. 672* (RB); Horto Florestal do Cantagalo, 10.II.1993, fr., *M. Kawall 307* (MBM); Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 29.VII.1933, fl., *P. Occhioni s.n.* (RB 110916); 28.VII.1947, fl., *J. G. Kuhlmann s.n.* (RB 60580).

Material adicional examinado: BRASIL. RIO DE JANEIRO: Petrópolis, Mata do Judeu, 7.XII.1968, fr., *D. Sucre et al. 4240* (RB); Visconde de Mauá, Vale das Flores, 20.VI.1999, fr., *A. Lobão 428* (RB).

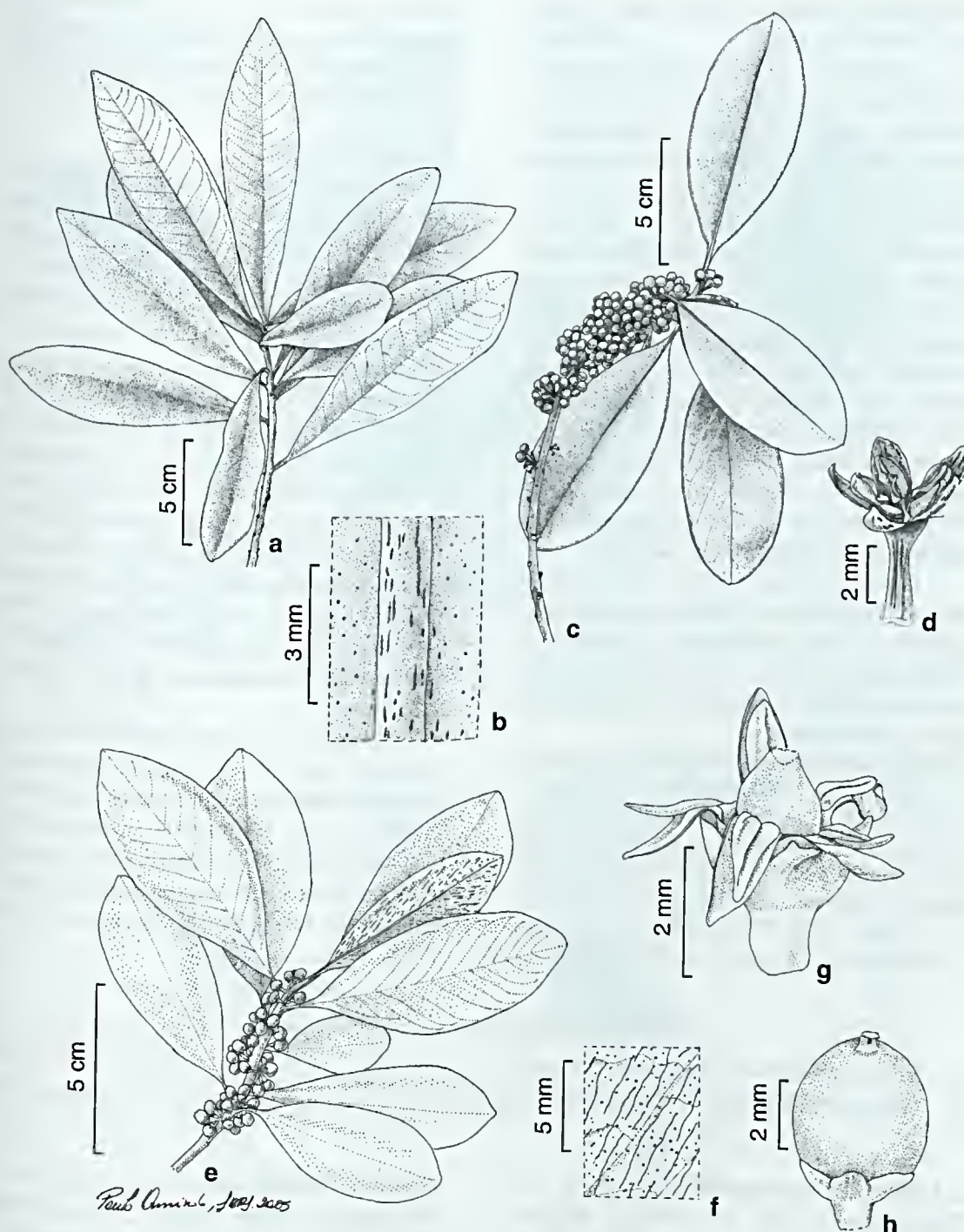



Figura 4 – a-b. *M. hermogenesii* (Jung-Mendaçolli & Bernacci) M.F.Freitas & L.S.Kinoshita – a. ramo; b. detalhe da face abaxial foliar mostrando estrias das cavidades secretoras internas na nervura principal e pontuações de tricomas glandulares no limbo. c-d. *M. umbellata* Mart. – c. ramo com frutos; d. flor estaminada. e-h. *M. venosa* A. DC.: e. ramo com frutos; f. detalhe da face abaxial foliar com tricomas glandulares e cavidades secretoras alongadas; g. flor pistilada com fruto em desenvolvimento; h. fruto imaturo (a-b *Brade 11009*; c *Sucre 4240*; d *Lobão 428*; e-h *Pessoal do Horto Florestal* RB 152829).

3.5 *Myrsine venosa* A. DC., Ann. Sc. Nat. ser. 2. 5(16): 86. 1841. Fig. 4e-h

Arbustos 3–5 m alt. Ramos terminais ca. 3 mm diâm., glabros. Folhas 10–12 × 7–9 cm, coriáceas, ovadas a elípticas, base aguda a obtusa, ápice agudo-acuminado; pontuações lineares abundantes na face abaxial do limbo foliar, nervuras secundárias pouco evidentes; pecíolo 1–1,5 mm compr., glabro. Inflorescências com 10–12 flores, flores 5-meras, 4–5 mm compr.; pedicelos 1–2 mm compr., cálice cupuliforme, sépalas 1–2 mm compr., ápice agudo, margem fimbriada; pétalas 0,3–0,4 mm compr., com pontuações globosas, escuras; apêndices do tubo estaminal ausentes, anteras 2–2,2 mm compr., anteródios 1,1–5 mm compr.; ovário ca. 1 × 1 mm, estigma ca. 1,3 mm compr. Drupa globosa ca. 5 × 6 mm, com pontuações lineares nigrescentes e pouco visíveis.

Myrsine venosa ocorre do estado de Pernambuco até Santa Catarina em formações vegetais de campos rupestres e restinga. As folhas apresentam na face abaxial cavidades secretoras hialinas, tornando-se nigrescentes após a desidratação.

Material examinado: Alto da Boa Vista, VI.1960, fl., *A. P. Duarte 5241* (HB); estrada da Vista Chinesa, 15.IX.1982, fl., *H. F. Martins 578* (GUA); 12.V.1991, fl., *C. A. L. Oliveira 401* (GUA); 31.V.1993, fl., *D. Araújo 9821* (GUA); 5.XII.2002, fr., *D. Fernandes 638* (RB); estrada do Redentor, Serra Carioca, 22.VI.1941, fl., *A. C. Brade 16833* (RB); estrada do Corcovado, 23.IX.1958, fl., *E. Pereira et al. 4314* (HB); Gávea Pequena, cabeceira do vale, 29.V.1963, fl., *H. E. Strang 526* (GUA); Gericinó, 800 m s.m., 24.V.1931, fl., *A. C. Brade 10848* (R); Horto Florestal, 3.VI.1927, fr., *Pessoal do Horto Florestal s.n.* (RB 152829).

4. *Stylogyne* A.DC.

Arbustos dióicos, androdióicos, polígamos ou bissexuais. Ramos glabros, raro pilosos nas porções jovens. Folhas pecioladas, atenuadas, com pontuações glandulares translúcidas ou nigrescentes, margem inteira. Inflorescências estritamente terminais, ou terminais e subterminais, ou subterminais e axilares, axilares e ramifloras, ou estritamente axilares, paniculado-corimbosas, corimbosas ou fasciculadas. Flores bissexuais ou unissexuais 4–5-meras, cálice e corola contorto-dextrorsos, pontuados. Estames livres entre si, anteras introrsas, basifixas ou dorsifixas, deiscentes por fendas laterais curtas e ápice dilatado ou por fendas laterais longas. Estilete cilíndrico, estigma capitado ou capitulado. Drupa esférica ou esferoidal, monospérmica, embrião filiforme, transverso.

Stylogyne é exclusivamente neotropical e possui entre 60–70 espécies (Pipoly & Ricketson 2000) predominantes na América do Sul (Ricketson & Pipoly 2003). A única revisão realizada para o gênero (Mez 1902) citou 28 espécies para o Brasil, das quais oito ocorrem no estado do Rio de Janeiro (Carrijo & Freitas 2008).

Chave para as espécies de *Stylogyne*

1. Inflorescências terminais; flores 5-meras .... *S. laevigata*
1'. Inflorescências axilares e ramifloras; flores 4-meras .... *S. depauperata*

4.1 *Stylogyne depauperata* Mez *in* Engl., Das Pflanzenreich 4(236): 277. 1902. Fig. 5a-c

Arbustos ou árvores, 5–6 m alt. Ramos cilíndricos, 2,6–3,9 mm diâm., glabros. Folhas cartáceas, oblongo-elíptica a elíptico-obovada, 15,6–16,2(–22,5) × 6,2–7,2(–8,7) cm, glabras; base arredondada a aguda, ápice arredondado, agudo ou ligeiramente acuminado; nervuras secundárias unidas por arcos inconspícuos próximos às margens; margem inteira, revoluta; pecíolo canaliculados, 6–9 mm compr., 2,2–2,8 mm diâm., glabros. Inflorescências axilares e ramifloras, corimbosas, 11,3–13,5(15) mm compr., bipenadas. Flores bissexuais e estaminadas, 4-meras, 3,4–4 mm compr.; pedicelos cilíndricos, 2,8–3,2 mm compr., glabros; sépalas cartáceas, ovadas, 1–1,2 × 0,9–1 mm, fusionadas na base, lobos eretos, ápice largamente arredondado, superfície rugosa,

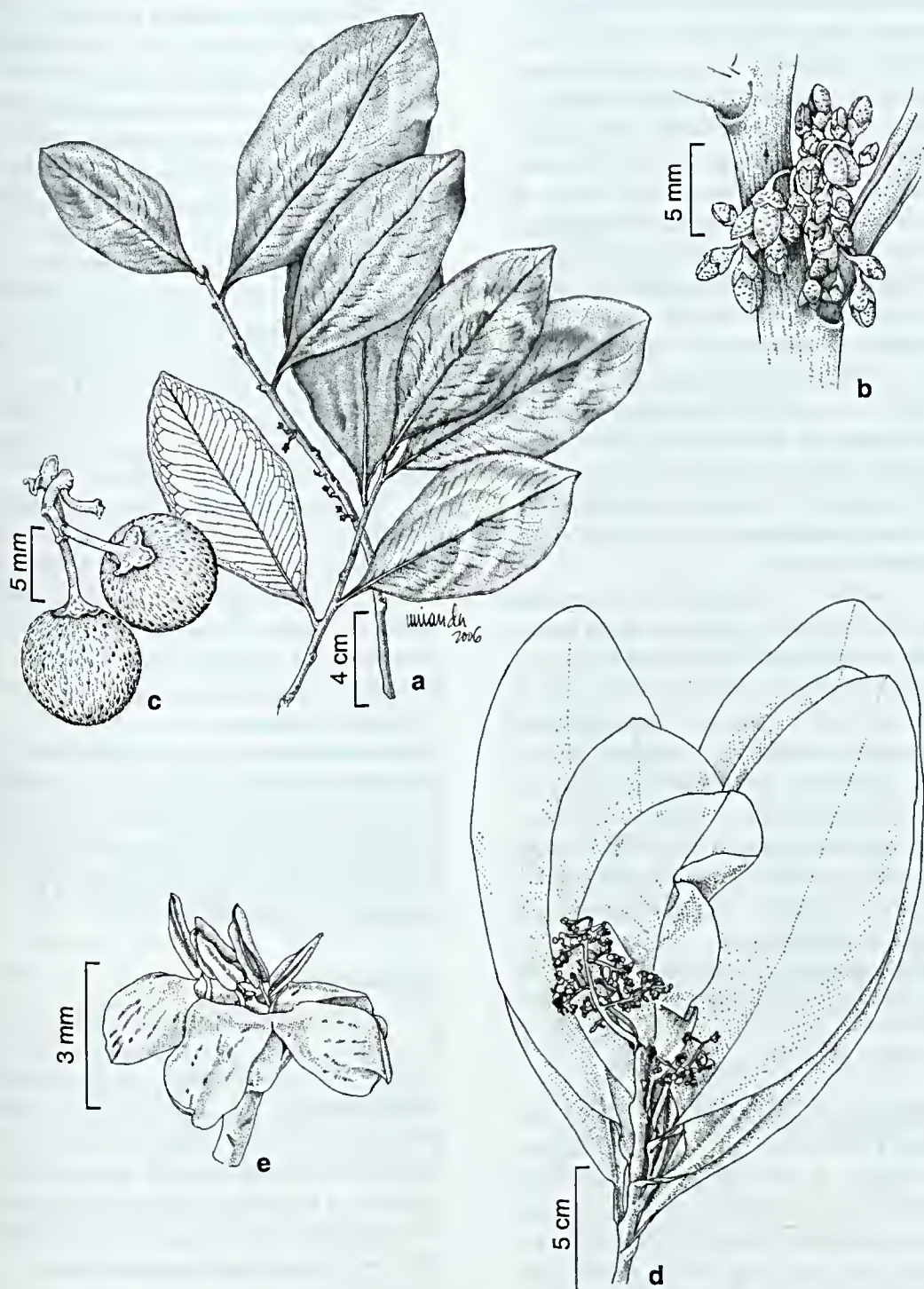



Figura 5 – a-c. *Stylogyne depauperata* Mez – a. ramo florífero; b. detalhe da inflorescência no ramo; c. frutos. d-e. *Stylogyne laevigata* (Miq. *ex* Mart.) Mez – d. ramo florífero; e. flor (a *Rego 896*; b *Sucre 4461 & Braga 1338*; c *Marquete 2990*; d-e *Duarte 294*).

margem distintamente hialina, levemente irregular; corola campanulada, pétalas 3,6–4 mm compr., cartáceas, glabras; lobos 2,7–3 × 1,6–1,7 mm, elípticos, simétricos, ápice arredondado, margem distintamente hialina, levemente irregular; flores estaminadas com estames 2,5–2,9 mm compr., filetes ligulados, 1,2–1,5 mm compr., adnatos ca. 1,2 mm acima da base do tubo da corola; anteras elíptico-lanceoladas, 2,0–2,3 × 0,8–1,0 mm, rimosas com ápice dilatado, base cordada, ápice obtuso a agudo, apiculado; pistilódio 1,4–1,7 mm compr., cônico; flores bissexuais com estames 1,8–2,0 mm compr., filetes 1,2–1,5 mm compr., anteras 1,5–1,9 × 0,5–0,8 mm, rimosas com ápice alargado; ovário ampuliforme, ca. 0,9 × 0,5 mm, 4–5 óvulos unisseriados, estilete cilíndrico, 1,3–1,6 mm compr., estigma capitado. Drupa esferoidal, 6,7–7,3 × 6,7–7,1 mm, pericarpo com densas pontuações lineares nigrescentes.

Stylogyne depauperata apresenta distribuição restrita ao estado do Rio de Janeiro (Carrijo & Freitas 2008). São arbustos de ramos candelabriformes e lenticelados, folhas cartáceas com pontuações translúcidas, inflorescências pêndulas c flores de coloração creme. *S. depauperata* é muito freqüente na localidade do Parque Nacional da Tijuca conhecida como 'Matas do Pai Ricardo', onde populações de indivíduos em diferentes estádios de desenvolvimento apresentam padrão de distribuição agregado.

Material examinado: próximo à Tijuca, 29.XII.1869, fl., *A. F. Glaziou 4073* (R); Parque Nacional da Tijuca, Mata do Rumo, 19.I.1969, fl. e fr., *D. Sucre 4461 & P. I. S. Braga 1338* (RB).

4.2 *Stylogyne laevigata* (Miq. *ex* Mart.) Mez *in* Mart., Fl. bras., 10:285. 1856. Fig. 5d-e

Arbustos 5–10 m alt. Ramos cilíndricos, 0,5–0,6 mm diâm., glabros. Folhas cartáceas, elípticas e oblongas à oblongo-obovatas, (18–)20–22,5(–26,8) × (6,5–)8,–9,5 cm, glabras; base atenuada, ápice arredondado ou agudo, margem inteira, revoluta; nervação camptobroquidódroma; margem inteira. pontuações glandulares, cilíndricas, nigrescentes; pecíolo canaliculado, 14–17,3(–25) cm compr., glabros. Inflorescências terminais, paniculado-corimbosas, (3)5–6(7). Flores bissexuais, 5-mcras, (4,4–)5,5–6 mm compr.; pedicelos cilíndricos, 2–2,6 mm compr., glabros; sépalas cartáceas, ovais, 1,3–1,8 × 0,8–0,9 mm, fusionadas na base, lobos eretos, ápice arredondado à agudo, margem inteira, uniforme; corola campanulada, pétalas 4,2–4,5 mm compr., cartáceas, glabras; lobos 2,8–3 × 1,6–1,7 mm, elípticos, assimétricos, ápice abruptamente acuminado, margem uniforme; estames ca. 2,2 mm, filetes 1–1,3 mm compr., filetes aderidos na base da corola, anteras 1,9 × 0,7 mm, rimosas; ovário elíptico-ovado, ca. 1,6 × 0,8 mm, 3–4 óvulos, unisseriados, estilete cilíndrico, 1,8–2,1 mm compr., estigma capitulado. Drupa esferoidal, 6–6,5 × 7–7,5 mm, pericarpo com pontuações elípticas e circulares nigrescentes.

Stylogyne laevigata apresenta distribuição restrita aos estados do Rio de Janeiro e São Paulo (Jung-Mendaçolli *et al.* 2005; Carrijo e Freitas 2008). Na vegetação do Horto Florestal, ocorre em floresta de encosta de formações secundária em altitudes de 100 a 800 m s.m. Floresce de agosto a setembro e frutifica de setembro a dezembro.

Material examinado: mata do Pai Ricardo, 14.II.1945, fr., *P. Occhioni 249* (RB); Gávea Pequena, 18.IX.1946, fl., *A. P. Duarte 294* (R, RB); mata da Gávea, 20.IX.1946, fl., *P. Ochioni 705* (RB); mata da Lagoinha, 21.VIII.1968, fl., *D. Sucre 3571* (RB); Corcovado às Paineiras, IX.1884, fl., *Glaziou 15185* (R); Horto Florestal, s.d, fl., *J. G. Kuhlmann s.n.* (RB 152817).

Agradecimentos

À Fundação de Amparo a Pesquisa do Estado do Rio de Janeiro (FAPERJ) pelo auxílio a pesquisa concedido à primeira autora, modalidade Instalação (INST); aos curadores dos herbários consultados; à Dra. Rejan Rodrigues Guedes-Bruni (JBRJ) pelas sugestões, a Paulo Ormindo, pelas ilustrações, e à CAPES pelas Bolsas de Mestrado e Doutorado concedidas à segunda autora.

Referências Bibliográficas

Agostini, G. 1980. Uma nueva clasificación del género *Cybianthus* (Myrsinaccae). Acta Biologica Venezuelica 10(2): 129-185.

Aublet, J. B. C. F. 1775. Histoire des plantes de la Guiane Francoise. Paris, 976p.

Barroso, G. M.; Peixoto, A. L.; Ichaso; C. L. F.; Guimarães, E. F. & Costa, C. G. 2002. Sistemática de Angiospermas do Brasil. Vol. 1. 2ª ed. Editora da Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 443p.

Carrijo, T. T. & Freitas, M. F. 2008. *Stylogyne* (Myrsinaceae) no estado do Rio de Janeiro. Rodriguésia 59(2): 343-360.

Chen, C. & Pipoly, J. J. 1996. Myrsinaceae. *In*: Zheng-yi, W. & Raven, P. (eds.). Flora of China. Vol. 15. Science Press, Beijing, and Missouri Botanical Garden, St. Louis. Pp. 1-38.

Dorneles, L. P. P. & Negrelle, R. R. B. 2000. Aspectos da regeneração natural de espécies arbóreas da Floresta Atlântica. Iheringia 53: 85-100.

Freitas, M. F. & Kinoshita, L. S. 2004. New combinations of brazilian *Myrsine* (Myrsinaceae). Bradea 1(10): 1-7.

______. 2005. Novas espécies de *Myrsine* (Myrsinaceae) para o Brasil. Rodriguésia 56(87): 67-72.

Gentry, A. H. 1996. A field guide to the families and genera of woody plants of Northwest, South America (Colombia, Ecuador, Peru) with supplementary notes on herbaceous taxa. Conservation International. University of Chicago Press, 895p.

Heywood, V. H. 1993. Flowering plants of the world. Oxford University Press, New York, 335p.

Holmgren, P. K.; Holmgren N. H. & Barnett, L. C. 1990. Index Herbariorum, Part 1: The herbaria of the world, 8th ed. Regnum Vegetabile. Vol. 120. New York Botanical Gardem, New York, 693p.

Hosaka, E. Y. 1940. A revision of Hawaiian species of *Myrsine (Suttonia, Rapanea)*, Myrsinaceae. Occasional papers of Bernice Bishop Museum. Hawaii 16: 25-76.

Jackes, B. 2005. Revision of *Myrsine* (Myrsinaceae) in Australia. Australian Systematic Botany 18: 399-438.

Jung-Mendaçolli, S. L. & Bernacii, L. C. 1997. Myrsinaceae. *In*: Melo, M. M. R. F.; Barros, F.; Chiea, S. A. C.; Kirizawa, M.; Jung-Mendaçoli, S. L. & Wanderley, M. G. L. (eds). Flora fanerogâmica da Ilha do Cardoso. Vol. 5. São Paulo Pp. 81-98.

______. 2001. Myrsinaceae da APA do Cairuçu, Parati (Rio de Janeiro, Brasil). Rodriguésia 52(81): 49-64.

Jung-Mendaçolli, S. L.; Bernacii, L. C. & Freitas, M. F. 2005. Myrsinaceae. *In*: Wanderley, M. G. L. ; Shepherd, G. J; Melhem, T. S. & Giulietti, A. M. (eds.). Flora fanerogâmica do estado de São Paulo. Vol. 4. Ed. Rima, São Paulo. Pp. 279-300.

Mez, C. 1902. Myrsinaceae. *In*: Engler, H. G. A. Das Pflanzenreich. Vol. 9(1V-236) Wilhelm Engelmann, Berlin. Pp. 1-437.

Miquel, F. A. G. 1856. Myrsineae. *In*: Martius, C. F. P.; Eichler, A. W. & Urban, I. P. (eds.). Flora brasiliensis 10: 269-338.

Otegui, M. 1998. Sinopsis del gênero *Myrsine* L. (Myrsinaceae) en el Cono Sur de América del Sur. Candollea 53(10): 133-157.

Pineschi, R. B. 1990. Aves como dispersores de sete espécies de *Rapanea* (Myrsinaceae) no maciço de Itatiaia, estados do Rio de Janeiro e Minas Gerais. Ararajuba 1: 73-78.

Pipoly, J. J. 1991. Systematic studies in the genus *Myrsine* L. (Myrsinaceae) in Guyana. Novon 1: 204-210.

______. 1992. The genus *Cybianthus* subgenus *Conomorpha* (Myrsinaceae) in Guayana. Annals of the Missouri Botanical Garden 79: 908-957.

______. 1996. Contributions towards a new flora of the Philippines: 1. A synopsis of the genus *Myrsine* (Myrsinaceae). Sida 17: 115-162.

______. 1998. The genus *Cybianthus* (Myrsinaceae) in Ecuador and Peru. Sida 18(1): 1-160.

Pipoly, J. J. & Chen, C. 1995. Nomenclatural notes on the Myrsinaceae of China. Novon 5: 357-361.

Pipoly III, J. J. & Ricketson, J. M. 2000. *Stylogyne aguarunana* (Myrsinaceae) a

new species from Amazonas, Peru. Sida 19(2): 269-273.

Ricketson, J. M. & Pipoly III, J.J. 2003. A new species of *Stylogyne* (Myrsinaceae) from Darién, Panamá. Sida 20(3): 919-922.

Silva, N. M.; Valente, M. C; Marquete, R.; Marquete O.; Guimarães, E. F.; Fucks, R. & Giordano, L. C. S. 1994. Vegetação das áreas do entorno do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Horto Florestal e Parque Lage – 1. Série Estudos e Contribuições. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. IBAMA, Rio de Janeiro, 69p.

Silva, J. M. C. & Tabarelli, M. 2000. Tree species impoverishment and the future flora of the Atlantic forest of northeast Brazil. Nature 404(2): 72-73.

Siqueira, J. C. 1993. O gênero *Rapanea* Aublet (Myrsinaceae) na região serrana do estado do Rio de Janeiro: aspectos taxonômicos e ecológicos das espécies. Pesquisas Botânica 44: 41-52.

Ståhl, B. & Anderberg, A. A. 2004. Myrsinaceae. *In*: Kubtski, K. (ed.). The families and genera of vascular plants – VI. Flowering plants dicotyledons. Celastrales, Oxalidales, Rosales, Cornales, Ericales. Springer, Berlin. Pp. 266–281.

Tabarelli, M. & Mantovani, W. 1997. Colonização de clareiras naturais na floresta atlântica do Sudeste do Brasil. Revista Brasileira de Botânica 20(1): 57-66.

Duas espécies novas de *Anthurium* (Araceae) endêmicas do litoral de São Paulo, Brasil

Marcus A. Nadruz Coelho[1] & *Eduardo Luís Martins Catharino*[2]

Resumo

(Duas espécies novas de *Anthurium* (Araceae) endêmicas do litoral de São Paulo, Brasil) Duas espécies novas do gênero *Anthurium* (seção *Urospadix*) são descritas para o litoral do estado de São Paulo. *Anthurium alcatrazense* é endêmica da Ilha de Alcatrazes (Estação Ecológica Tupinambás), município de São Sebastião, e pertence à subseção *Obscureviridia*. *Anthurium navicularis* pertence à subseção *Flavescentiviridia*, sendo endêmica da Estação Ecológica Juréia-Itatins, município de Peruíbe. Ambas ocorrem no bioma Mata Atlântica, em áreas rochosas litorâneas. São fornecidas diagnoses, ilustrações e comentários sobre distribuição geográfica, ecologia, fenologia e estado de conservação das espécies.

Palavras-chave: taxonomia, Mata Atlântica, Ilha de Alcatrazes, Juréia-Itatins.

Abstract

(Two new species of *Anthurium* (Araceae) endemic to the coast of São Paulo, Brazil) Two new species of the genus *Anthurium* (section *Urospadix*) from the coast of the state of São Paulo are described. *Anthurium alcatrazense* is endemic to the island of Alcatrazes (Ecological Station Tupinambás), municipality of São Sebastião, and belongs to the subsection *Obscureviridia*. *Anthurium navicularis* belongs to subsection *Flavescentiviridia* and is endemic to the Ecological Station Juréia-Itatins, municipality of Peruíbe. The two species occur in the Atlantic forest biome, in rocky coastal areas. Diagnoses, illustrations, and comments on the geographical distribution, ecology, phenology, and conservation status are provided for both species.

Key words: taxonomy, atlantic forest, Ilha de Alcatrazes, Juréia-Itatins.

O gênero neotropical *Anthurium* Schott (Araceae) pertence a subfamília Pothoideae, tribo Potheae, com aproximadamente 1.100 espécies (Coelho 2004), distribuídas do norte do México e das Grandes Antilhas ao sul do Brasil e norte da Argentina e Uruguai, nas baixas e médias elevações, com maior diversidade no Panamá, Colômbia e Equador (Mayo *et al.* 1997; Carroll 2003). No Brasil, ocorrem cerca de 105 espécies e o estado de São Paulo apresenta 30 espécies, distribuídas na Floresta Atlântica Ombrófila e na Floresta Atlântica Estacional Semidecidual (Coelho 2007).

O gênero *Anthurium* está subdividido em 19 seções (Croat 1983; Keating 2002). A seção *Urospadix*, composta de sete subseções, foi descrita por Engler (1878) e suas espécies estão concentradas no leste e sudeste do Brasil (Coelho 2004). Possui como características caule e entrenós curtos, lâminas foliares geralmente lanceoladas (mais longas que largas) com base geralmente agudas a cuneadas e raramente subcordadas ou cordadas, e numerosas nervuras secundárias que são mais proeminentes que as terciárias. No Brasil, a seção está representada por 60 espécies (Temponi 2007).

Durante a elaboração da monografia da família Araceae para a Flora de São Paulo, duas novas espécies foram descobertas e são aqui apresentadas, *Anthurium alcatrazense* e *A. navicularis*. As duas espécies apresentam distribuição insular, o que leva à hipótese de evolução por isolamento geográfico a partir da colonização pretérita de espécies de distribuição mais ampla. Por serem duas espécies de ocorrência pontual e com populações pequenas, estimadas em menos de 1.000 indivíduos maduros, além das incertezas sobre a efetiva conservação das importantes áreas naturais em que ocorrem, podem ser consideradas vulneráveis (D1) pelos critérios da IUCN (IUCN Standards and Petitions Working Group 2008).

Artigo recebido em 05/2008. Aceito para publicação em 11/2008.

[1]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil. mnadruz@jbrj.gov.br

[2]Instituto de Botânica de São Paulo, Av. Miguel Stefano, São Paulo, SP, Brasil. mcatarin@uol.com.br

Anthurium alcatrazense Nadruz & Catharino, *sp. nov.* **Tipo**: BRASIL. SÃO PAULO: São Sebastião, Ilha de Alcatrazes, Alto da Boa Vista, 11.IX.1992, *L. Rossi, S. L. Pompéia & S. E. Martins 1145* (Holótipo SP; Isótipo RB). Fig. 1a-d

Anthurio sucrii *G.M. Barroso similis sed foliorum lamina basi acuto-cuneata (nec obtuso-cuneata), spatha naviculari (nec reflexa applanata), spadicis stipite brevi (nec sessili) differt.*

Caule decumbente; entrenós curtos; profilos e catafilos inteiros a levemente decompostos no ápice a decompostos para a base do caule, acastanhados a cor de palha, 2,8–3,8 cm compr. Pecíolo esverdeado, roliço a levemente sulcado adaxialmente, roliço abaxialmente, 5,1–27 × 0,2–0,5 cm; genículo curto, intumescido, mais claro que o pecíolo, 3–9 × 4–7 mm; lâmina foliar cartácea, lanceolada a elíptica, esverdeada a levemente discolor, levemente pruinosa adaxialmente quando jovem, ápice subagudo a arredondado, apiculado, base aguda estreitada, 10–30 × 4–13 cm; nervura primária arredondada em ambas as faces a subaguda adaxialmente; nervuras secundárias pouco visíveis em ambas as faces, 7 a 20; nervuras coletoras mais próximas das margens na base da lâmina foliar, 0,3–1 cm afastada da margem. Pedúnculo roliço, esverdeado, ereto, 13,5–40 cm compr.; espata diminuta, navicular com as margens revolutas, esverdeada, formando ângulo reto, raramente obtuso com o pedúnculo, 1–3,5 × 0,4–1,2 cm, ca. 45° em relação ao espádice em pré-antese, 90° em antese e ca. 75° em pós-antese; espádice cilíndrico a subcônico, vináceo a acastanhado, estipitado, 1,7–5,3 cm compr., até 7 cm quando em frutificação; estípite 1–3 mm compr.; tépalas vináceas no ápice, com pontuações acastanhadas nas paredes laterais, cuculadas, dorsalmente agudas e convexas internamente nas tépalas laterais, fortemente convexas nas tépalas posteriores e anteriores ventralmente, 1,1–1,3 × 1–1,2 mm, estames opostos às tépalas anteriores/posteriores com filetes engrossados, convexos dorsalmente, estames opostos às tépalas laterais delgados, filetes com margens paralelas, anteras dorsifixas ovadas, 1,3–1,6 × ca. 1 mm, pólen amarelado, gineceu oblongo, ovário séssil, bilocular, 1,4–1,5 × 0,7-1 mm, 1 óvulo por lóculo, envolto em mucilagem hialina pegajosa, placentação apical, funículos não observados. Bagas imaturas esverdeadas a castanho-avermelhadas.

Parátipo: BRASIL. SÃO PAULO: São Sebastião, Ilha de Alcatrazes, Alto do Morro Boa Vista, 11.XII.1990, fl., *L. Rossi & M. Aidar 1091* (SP); *ibid.*, 20.IX.1994, fl., *E. L. M. Catharino et al. 2009-B* (RB, SP).

Anthurium alcatrazense pertence à seção *Urospadix* subseção *Obscureviridia* por apresentar caule e entrenós curtos, lâmina foliar cartácea, lanceolada, com base aguda, levemente discolor a concolor, nervuras secundárias numerosas e obscuras em ambas as faces, com ocorrência no Sudeste do Brasil. É morfologicamente semelhante a *A. sucrii* G.M. Barroso, diferindo desta por apresentar base laminar agudo-estreitada, espata navicular, formando ângulo reto a 75° em relação ao espádice, espádice curtamente estipitado e com ocorrência no Estado de São Paulo, contra base laminar obtuso-estreitada, espata reflexa aplanada, espádice séssil e com ocorrência no estado do Rio de Janeiro.

A espécie possui grande plasticidade, expressa por populações tipicamente heliófilas, a pleno sol, sobre costões rochosos, geralmente em amplas touceiras de plantas 'atarracadas', e por populações mais esparsas, sob florestas, mesmo que bem iluminadas, apresentando-se como plantas 'estioladas' e de caules com entrenós mais longos, além de folhas e pecíolos normalmente maiores. Esta plasticidade leva a interpretações duvidosas em coletas botânicas, podendo sugerir a ocorrência de duas espécies em conseqüência da variação vegetativa e reprodutiva da espécie. Plantas coletadas à sombra ou ao sol, trazidas para coleções vivas do Instituto de Botânica do estado de São Paulo e cultivadas sob regimes de meia sombra, adquiriram as mesmas proporções vegetativas após alguns anos de

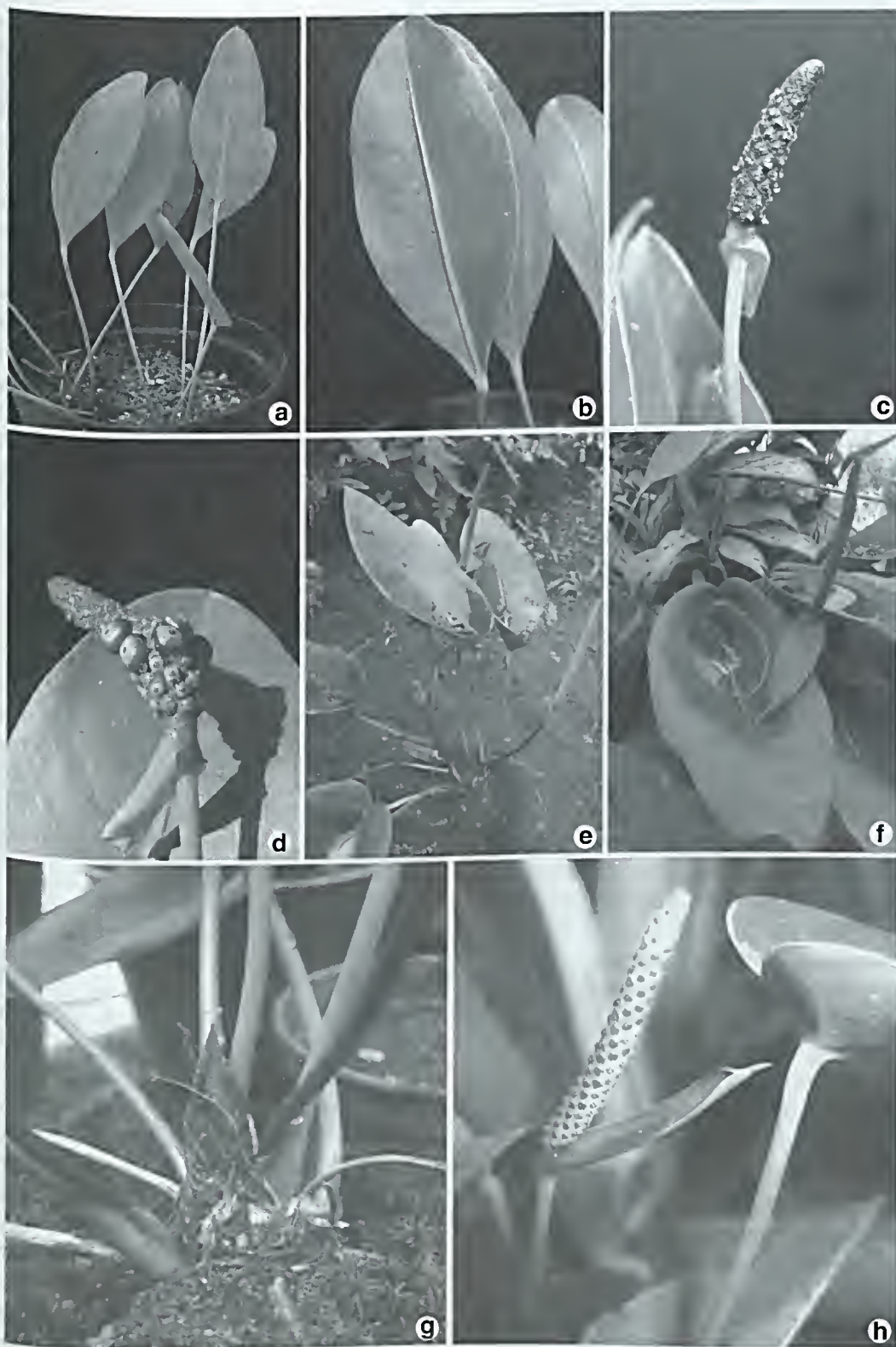



Figura 1 – a-d. *Anthurium alcatrazense* Nadruz & Catharino – a. hábito; b. folha; c. inflorescência; d. infrutescência. e-h. *Anthurium navicularis* Catharino & Nadruz – e. hábito; f. lâmina foliar; g. profilos e catafilos; h. inflorescência. (a-d *Catharino 2009/B*, RB 380797; e-h *Catharino 1406*, SP)

cultivo. No entanto, tais observações não seguiram rigor científico e demandariam comprovação através de estudos populacionais mais cuidadosos. Tanto as populações sob florestas quanto as populações à pleno sol apresentam a lâmina foliar sempre acima da inflorescência, sombreando a espata e o espádice.

O epíteto específico homenageia a localidade de coleta. A Ilha de Alcatrazes localiza-se no município de São Sebastião, a cerca de 30 km dos pontos mais próximos do litoral centro-norte de São Paulo, com profundidades entre 50–60 m no entorno, pertencendo ao conjunto de ilhas da Estação Ecológica de Tupinambás. A Ilha tem sido objeto de discussões a respeito da sua conservação, dadas a peculiaridade da fauna e flora e as atividades de exercício de tiro de balística da Marinha Brasileira, que mantém a Ilha sob sua responsabilidade desde a década de 1970.

Anthurium navicularis Catharino & Nadruz, *sp. nov.* **Tipo:** BRASIL. SÃO PAULO: Peruíbe, Estação Ecológica Juréia-Itatins, proximidades do maciço da Juréia, mata de encosta junto ao paredão rochoso próximo ao alojamento, 17.V.1990, *E. L. M. Catharino, I. Cordeiro & L. Rossi 1406* (Holótipo SP; Isótipo RB). Fig. 1e-h

Anthurio jureiano *Catharino & Olaio similis sed foliorum lamina naviculari magis coriacea, habitu et inflorescentiis validioribus differt.*

Caule robusto, ereto; entrenós curtos; profilos e catafilos levemente decompostos no ápice e para a base do caule, amarronzados, ca. 7 mm compr. Pecíolo esverdeado, roliço, quando jovem apresentando pequenas pontuações mais claras, ereto a semiereto, 10–23 × 0,3–0,6 cm; genículo intumescido, mais claro que o pecíolo, 1–2,5 × 0,5–0,8 cm; lâmina foliar coriácea, ovada, esverdeada, levemente discolor, ápice agudo a rostrado com apículo curto (ca. 2 mm compr.), base curtamente cordada em lâmina jovem, tornando-se emarginada a subtruncada pela junção dos lobos posteriores, conseqüentemente peltada com formato navicular, 15,5–50 × 5,2–13 cm; nervura primária arredondada em ambas as faces; nervuras secundárias 10–12, pouco visíveis em ambas as faces; nervuras coletoras saindo da base laminar ca. 45° da nervura central, 0,7–1,4 cm afastada da margem; nervuras basais 3, a mais externa terminando na base do lobo posterior da lâmina, a mediana terminando no terço inferior próximo ao lobo posterior da lâmina, a mais interna terminando na parte mais alta do terço inferior, raramente no ápice da lâmina formando uma segunda nervura coletora 2–3 mm afastada da margem. Pedúnculo cilíndrico, esverdeado, ereto, 14–33 cm compr.; espata cartácea, lanceolada, apiculada, vinácea adaxialmente, esverdeada a esverdeado-vinácea abaxialmente, plana, ca. 90° em relação ao espádice em antese, geralmente subdeflexa, formando ângulo obtuso com o pedúnculo em pré-antese, ca. 11,9 × 3,2 cm; espádice cilíndrico, esverdeado a acastanhado, séssil a curtamente estipitado, 5,6–14 × 0,6–1,1 cm, estípite 2–6 mm compr. Flores 5 na espiral primária, 9 na secundária; tépalas cuculadas, as anteriores/posteriores côncavas ventralmente, subcarenadas dorsalmente, as laterais levemente côncavas ventralmente, subcarenadas dorsalmente, 1,9–2 × 1,6–2,1 mm; estames opostos as tépalas posteriores/anteriores, com filetes levemente intumescidos do meio para a base, estames opostos às tépalas laterais com filetes achatados, não intumescidos, anteras dorsifixas, com tecas geralmente ovadas a oblíquas, 2,2–2,5 × 1,1–1,2 mm, pólen não observado; gineceu oblongo, séssil, estigma levemente proeminente, obtuso, ovário bilocular, ca. 2,2 × 1,4–1,6 mm, 1 óvulo por lóculo, placentação axilar subapical, com tricomas nos funículos. Bagas maduras vináceas.

Parátipo: BRASIL. SÃO PAULO: Iguape, Estação Ecológica Juréia-Itatins, Serra da Juréia, caminho do Imperador, 19.VI.1990, *I. Cordeiro, L. Rossi & M. C. H. Mamede 660* (SP).

Anthurium navicularis pertence à seção *Urospadix* subseção *Flavescentiridia* por apresentar caule e entrenós curtos, lâmina foliar cartácea, com base obtusa, discolor, nervuras secundárias numerosas, visívcis e mais proeminentes do que as terciárias. É uma erva predominantemente rupícola sobre paredões rochosos, higrófila e heliófila e pode ser confundida com *A. jureianum* Catharino & Olaio, diferindo daquela espécie por apresentar lâminas foliares mais coriáceas e naviculares, hábito e inflorescências mais robustos.

O epíteto específico faz menção à forma navicular da lâmina foliar, cujas margens eretas na base lembram a forma de navio, caráter singular e determinante na sua identificação. Apesar de ser uma região chuvosa, o formato navicular da lâmina foliar sugere que ela possa servir como reservatório de água para vários organismos, tendo em vista o habitat temporariamente seco de sua área de ocorrência.

A Estação Ecológica Juréia-Itatins localiza-se no município de Iguape, litoral sul de São Paulo, constituindo uma das regiões mais protegidas e ímpares do litoral paulista, embora até hoje com problemas de regularização fundiária e legal. O maciço granítico da Juréia está separado do maciço de Itatins por planícies quaternárias recentes, localizando-se nos limites da orla marítima e apresentando costões rochosos marítimos e pequenas bacias sedimentares 'alveolares' relacionadas com as planícies sedimentares do entorno. A localização deste maciço cristalino costeiro associada à sua história geológica leva a considerações sobre a existência de uma 'paleo-ilha' associada a níveis do mar mais altos ou à deposição da extensa planície quaternária entre este maciço e o maciço de Itatins, mais interior (Catharino & Olaio 1990).

Referências Bibliográficas

Catharino, E. L. M. & Olaio, A. 1990. *Anthurium jureianum* Catharino & Olaio, nova espécie para o litoral paulista. Hoehnca 17(2): 1-6.

Carroll, N. 2003. The *Anthurium* primer. http://www.aroid.org/TAP/TAPstructure.html.

Coelho, M. A. N. 2007. Araceae do estado de São Paulo. *In*: Mamede, M. C. H; Souza, V. C.; Prado, J.; Barros, F.; Wandereley, M. G. L. & Rando, J. G. Livro vermelho das espécies vegetais ameaçadas do estado de São Paulo. Instituto de Botânica, São Paulo. Pp. 53-56.

______. 2004. Taxonomia das espécies de *Anthurium* (Araceae) seção *Urospadix* subseção *Flavescentiviridia*. Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 321p.

Croat, T. B. 1983. A revision of the genus *Anthurium* (Araceae) of Mexico and Central America. Part 1: Mexico and Central America. Annals of the Missouri Botanical Garden 70: 211-417.

Engler, A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. Flora brasiliensis. Frid. Fleischer, Leipizig, 3(2): 56-88, t. 11-102.

IUCN Standards and Petitions Working Group 2008. Guidelines for using the IUCN Red List Categories and Criteria. Version 7.0. Prepared by the Standards and Petitions Working Group of the IUCN SSC Biodiversity Assessments Sub-Committee in August 2008. Disponível em http://intranet.iucn.org/webfiles/doc/SSC/RedList/RedListGuidelines.pdf.

Keating, R. C. 2002. Anatomy of the monocotyledons IX. Acoraceae and Araceae. Clarendon Press, Oxford, 322p.

Mayo, S. J.; Bogner, J. & Boyce, P. C. 1997. The genera of Araceae. Royal Botanic Gardens, Kew, 370p.

Temponi, L. G. 2007. Sistemática de *Anthurium* seção *Urospadix* (Araceae). Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 143p.

Fenologia e biologia floral de *Neoglaziovia variegata* (Bromeliaceae) na caatinga paraibana[1]

Flavio Robson de Lemos Pereira[2] & *Zelma Glebya Maciel Quirino*[3,4]

Resumo

(Fenologia e biologia floral de *Neoglaziovia variegata* (Bromeliaceae) na caatinga paraibana) Este trabalho tem como objetivo conhecer o padrão fenológico e a biologia floral de *N. variegata*. Foram realizadas observações em três populações na fazenda Aragão, município de Campina Grande, PB, no período de maio/de 2004 a abril de 2005. Foram registrados dados de intensidade e duração das fenofases brotamento, floração e frutificação, e a morfologia das flores, seqüência e duração da antese, concentração e volume de néctar. O comportamento dos visitantes foi descrito através de observações diretas no campo. *Neoglaziovia variegata* possui flores autocompatíveis e a estratégia de floração é do tipo explosiva. O volume de néctar acumulado foi de 5μl, com concentração média de açúcares de 39%. O beija-flor *Chlorostilbon aureoventris* foi considerado o polinizador efetivo desta espécie. A ornitofilia em Bromeliaceae tem sido interpretada como possível mecanismo de evolução paralela entre bromélias e beija-flores. *Neoglaziovia variegata* caracteriza-se como mais um exemplo desta estreita relação.

Palavras-chave: ornitofilia, polinização, biologia reprodutiva.

Abstract

(Phenology and floral biology of *Neoglaziovia variegata* (Bromeliaceae) in the Paraíba State's 'caatinga') This study subject to investigate the phenological patterns and floral biology of *N. variegate*. Observations were accomplished in three populations in Fazenda Aragão, Campina Grande, PB, since May/2004 until April/2005. They had been registered data about intensity and duration of phenophases, leaf flushing, flowering and fruiting, and flower morphology, sequence and anthesis duration, concentration and nectar volume. The visitor's behavior was described through direct observations in the field. *Neoglaziovia variegata* has self-compatible flowers and the flowering strategy is explosive. The accumulated nectar volume was 5μl, and the concentration is 39%. *Chlorostilbon aureoventris* is considered effective pollinator specie. The ornitophilous in Bromeliaceae has been possible interpreted as mechanism of parallel evolution between Bromeliaceae and hummingbirds. *Neoglaziovia variegata* is characterized as one more example of this narrow relationship.

Key words: ornitophilous, pollination, reproductive biology.

Introdução

Bromeliaceae constitui-se numa das maiores famílias botânicas do neotrópico, sendo a única integrante da ordem Bromeliales, com 56 gêneros e 3086 espécies classificadas nas subfamílias, Pitcairnioideae, Tillandsioideae e Bromelioideae, baseando-se os autores nas características dos frutos, sementes e hábito de vida (Smith & Downs 1979; Luther 2006). Nos últimos anos, novas espécies vêm sendo descritas, o que indica um crescente aumento no conhecimento taxonômico para a família, além de vários estudos sobre os processos ecológicos que regulam a dinâmica de suas populações (ver Siqueira-Filho & Leme 2006).

Nas Américas a família Bromeliaceae exerce um papel de grande função biológica (Benzing 2000), já tendo sido observado a oferta de recursos de forma contínua, garantindo a manutenção de guildas de diferentes grupos biológicos, como beija-flores, abelhas e morcegos (Martinelli 1997; Buzato *et al.* 2000; Siqueira Filho & Machado 1998, 2001, 2006; Sazima *et al.* 2000), em ecossistemas tropicais. A relação entre a família e polinizadores apresenta um notável adaptação entre planta-

Artigo recebido em 03/2007. Aceito para publicação em 10/2008.

[1]Monografia de conclusão de curso do primeiro autor.

[2]Universidade Estadual da Paraíba.
[3]Departamento de Engenharia e Meio Ambiente, Universidade Federal da Paraíba, Campus IV Litoral Norte, Cidade Universitária, C.P. 5065, 58051-970, João Pessoa, PB, Brasil.
[4]Autor para correspondência: zelmaglebya@yahoo.com.br

animal (Benzing *et al.* 2000), em especial com vertebrados (Sazima *et al.* 1995), em todos os ambientes estudados. Porém, a maioria dos estudos se reporta a ecossistemas úmidos (Siqueira Filho & Machado 2006) e, informações sobre a biologia floral de algumas espécies importantes para a manutenção da biodiversidade local, como as que ocorrem na caatinga nordestina, ainda são incipientes.

Neoglaziovia variegata Mez, pertence à subfamília Bromelioideae, é conhecida popularmente como caroá e pode ser encontrada comumente nas microrregiões do Cariri Paraibano. Apresenta potencialidades econômicas centradas nas folhas, as quais se constituem de fibras de alta resistência. O extrativismo do caroá alcançou níveis significativos na década de 40, antes do advento das fibras sintéticas, ocasionado pela expansão da lavoura sisaleira (Pereira 2003). Atualmente inicia-se um novo ciclo de exploração da espécie, que, embora endêmica da caatinga e com comprovada importância econômica (Sampaio *et al.* 2005), ainda não foi estudada quanto a sua biologia reprodutiva.

Com o objetivo de estudar a biologia e a fenologia reprodutiva e vegetativa de *N. variegata*, foi realizado este estudo, buscando descrever o mecanismo reprodutivo, e entender a influência da precipitação nas fenofases. E as possíveis relações com os fatores bióticos (polinizadores), a fim de contribuir para futuros planos de preservação e manejos desta espécie, de interesse econômico e presente em um ecossistema ameaçado como a Caatinga. E assim, finalmente, contribuir para a abordagem ecológica desta família, ampliando as informações sobre os padrões fenológico e de polinização, através de mais um estudo de caso.

Material e Métodos

Área de estudo

As observações de campo foram realizadas em uma área de Caatinga, localizada na Fazenda Aragão, zona rural do município de Campina Grande, Paraíba (7°18'03"S e 36°00'03"W). A vegetação predominante nesta área é do tipo Savana Estépica Arborizada (Veloso *et al.* 1991), e os solos mais comuns são os Brunos não cálcicos (pouco espessos e pedregosos) associados à planossolos (Feliciano & Mélo 2003).

O clima da região é do tipo BSh, segundo a classificação proposta por Köeppen, definido como Semi-árido quente com chuvas de verão (Feliciano & Mélo 2003), apresentando temperatura média anual em torno de 24°C, com mínima de 18°C e máxima de 31°C. A estação chuvosa ocorre nos meses de março a junho, com precipitação média anual de 470 mm, podendo variar entre 300 e 800 mm. A estação seca ocorre entre os meses de julho e fevereiro (Silva *et al.* 1987).

Os dados climatológicos da região foram obtidos no posto de coleta do Sítio Açude de Dentro, situado a 30 km do local de estudo, através do Laboratório de Meteorologia Recursos Hídricos e Sensoriamento Remoto da Paraíba (LMRS-PB), órgão vinculado à Secretaria Extraordinária do Meio Ambiente e Recursos Hídricos e Minerais (SEMARH). Os dados de precipitação e temperatura correspondentes ao período em estudo encontram-se na Figura 1a.

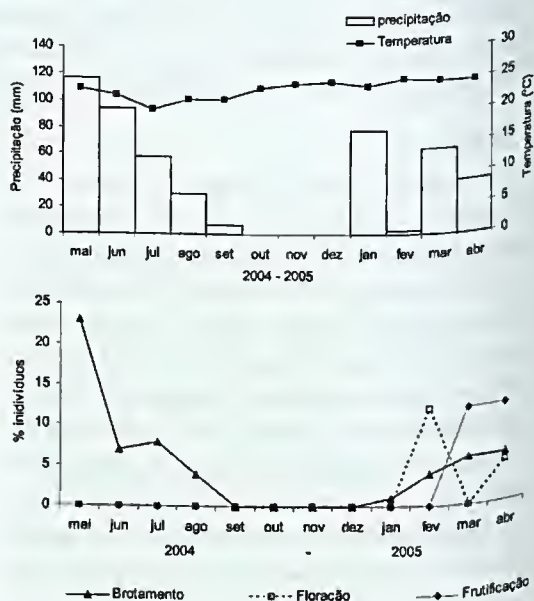



Figura 1 – a. Precipitação e temperatura média mensal no período de maio/2004 a abril/2005, na Fazenda Aragão, Campina Grande-PB. b. Porcentagem de indivíduos de *Neoglaziovia variegata* nas fenofases de brotamento, floração e frutificação no período de maio/2004 a abril/2005, na Fazenda Aragão, Campina Grande, PB.

Fenologia vegetativa e reprodutiva

Durante os meses de maio de 2004 a abril de 2005, 30 indivíduos de *N. variegata*, escolhidos aleatoriamente, distribuídos em três agrupamentos distantes entre si 100 m, foram monitorados mensalmente registrando-se os dados sobre presença ou ausência, e duração das fenofases brotamento (emissão de folhas), floração (antese e botão) e frutificação (frutos maduros e imaturos).

Durante a floração foram feitas contagens do número de flores por indivíduo e de flores em antese/dia, determinando-se a estratégia de floração da espécic conforme as classificações de Gentry (1974) e Newstrom *et al.* (1994).

Morfologia e biologia floral

No período de floração foram registrados dados sobre as inflorescências e flores, tais como: número, cor, tamanho e disposição das peças florais, emissão de odor, horário, sequência e duração da antese e disponibilidade de pólen. A receptividade do estigma foi testada com peróxido de hidrogênio (H_2O_2) (Galen & Plowright 1987). No período de frutificação, foi feita a contagem e a descrição morfológica do fruto.

A concentração e volume do néctar foram medidas nas flores (N=30) em intervalos regulares de duas em duas horas, durante todo o período de antese, com auxílio de microseringas e refratômetro de bolso Atago n°1, respectivamente.

Para verificar a existência de mecanismo de autocompatibilidade, 30 botões em pré-antese foram ensacados distribuídos em 10 inflorescências, 3 botões/indivíduos em média, durante todo o período de antese. A formação natural dos frutos, controle, também foi observada em 30 inflorescências. Foram também selecionados 30 botões em pré-antese para realização da autopolinização manual e mais 30 para polinização cruzada.

Visitantes florais

O comportamento dos visitantes às flores foi estudado diretamente no campo, em horários variados do dia, durante toda a fase de pico de floração, perfazendo o total de 240 horas de observação. Durante as sessões dc visitas foram registrados aspectos referentes ao período, freqüência (número de visitas), duração, horário e comportamento, bcm como o local dc contato com o pólcn e estigma. De acordo com o comportamento das visitas, foram classificados como polinizadores ou pilhadores.

O material botânico encontra-se depositado no Herbário Lauro Pires Xavier da Universidade Federal da Paraíba (JPB 31204).

Análise estatística dos dados

Foram realizados teste de correlação dc Spearman, através do programa Statistic 6.0, para verificar a existência ou não de correlação entre as fenofases e a precipitação da região no período de estudo.

Resultados

Fenologia vegetativa e reprodutiva

A fenofase de brotamento ocorrcu entre os meses de maio c agosto de 2004 e de janeiro a abril de 2005 (Fig. 1b), durante a cstação chuvosa. Em maio de 2004 foi observado o maior percentual de plantas na fenofase de brotamento. Foi encontrada uma correlação positiva entre o número de plantas em brotamento e o volume da precipitação do mesmo mês ($r=0,81$ $p<0,05$) e do mês anterior ($r=0,73$ $p<0,05$) ao evento. A precipitação, portanto parece desencadear a fenofase, já que no período da estação seca não foram observadas indivíduos em brotamento.

A floração foi observada nos meses de fevereiro e abril de 2005 (Fig. 1b), no período de transição entre o final da estação seca e o início da chuvosa, com o pico de floração no mês de fevereiro. Os resultados obtidos mostram que houve correlação negativa entre a fenofase de floração e a precipitação dos dois meses anteriores a este evento ($r=0,73$ $p<0,05$), não havendo correlação significativa para os demais meses. A estratégia de floração apresentada pela espécie é do tipo curta ou

explosiva e anual, segundo a classificação de Gentry (1974) e Newstrom *et al.* (1994), respectivamente.

A frutificação ocorreu logo em seguida à floração, nos meses de março-abril de 2005 (Fig. 1b), na estação chuvosa, no entanto, esta fenofase não apresentou correlação significativa com precipitação pluviométrica.

Morfologia e biologia floral

Neoglaziovia variegata possui inflorescência racemosa do tipo cacho, com escapo floral de coloração avermelhada medindo cerca de 50 cm (N=10) de altura, a qual comporta flores pequenas (18,4 mm), inodoras, actinomorfas, pediceladas e dispostas de maneira alterna. As medidas das estruturas florais encontram-se na Tabela 1. O cálice apresenta coloração avermelhada, e a corola lilás, tubulosa.

Cada escapo emitido apresenta de 41–89 (X=64, N=30) botões, com 3–10 (X=5, N=30) flores no primeiro dia de antese, sendo que estas permanecem ainda por um período de até 15 dias no escapo, embora murchas. Na infrutescência resultante de botões da autopolinização natural, foram observados de 30–74 (X=54, N=30) frutos em início de desenvolvimento, dos quais apenas de 2 a 15 irão se desenvolver até o final do processo. Os frutos são do tipo baga, com ca. 1,2 × 1,0 cm. O amadurecimento dos frutos ocorre aproximadamente cinco meses após a fecundação. Não houve formação de frutos por polinização manual (autopolinização e cruzada). Na formação natural de frutos, ou seja, controle, foi formado 2–10 frutos por escapo.

Tabela 1 – Média do número de botões por inflorescência, de flores e peças florais, viabilidade polínica e razão pólen/óvulo de *Neoglaziovia variegata*. (N= 30). X=média; (máximo-mínimo).

Caracteres florais	(mm)
Botões/Inflorescência (N=30)	41-89 (X=64)
Diâmetro floral	
Inserção das pétalas	3,3 (3,1-3,4)
Abertura do tubo	7,2 (7,1-7,2)
Comprimento	
Floral	18,4 (17,5-18,9)
Sépala	10,0 (9,8-10,2)
Pétala	13,3 (13,0-13,5)
Filete	16,2 (15,8-16,5)
Estilete	15,2 (14,9-15,3)

As flores de *N. variegata* abrem-se seqüencialmente da base para o ápice da inflorescência, com a antese durando apenas um dia. A antese inicia-se no horário noturno às 1h40 min, com o afastamento das pétalas, as quais se distorcem formando um pequeno orifício. Neste momento o estigma já se encontra receptivo. A flor encontra-se totalmente aberta às 3h30 min, com estigma receptivo, recoberto por uma camada úmida e viscosa, e com os grãos de pólen ainda não disponibilizados. Somente às 4h30 min as anteras encontram-se deiscentes. Na antese da flor, o estigma localiza-se próximo aos estames, na porção central do tubo da corola.

A fase final de antese inicia-se por volta das 21h30 min quando as flores começam a fechar, contorcendo as pétalas semelhantes à fase de botão. Às 23h30 min as flores já se encontram totalmente fechadas, caracterizando o fim da antese. As flores murchas permanecem em média, sete dias no escapo floral.

O néctar é produzido e armazenado na base do tubo da corola em pequenas quantidades, com um volume médio acumulado na flor de 5ml, nas primeiras horas da manhã (entre 6:00h até 8:30h), apresentando uma concentração média de açúcares de 39%. Após o final da manhã o volume do néctar disponibilizado não foi suficiente para ser calculado.

Visitantes florais

As flores de *N. variegata* receberam visitas do beija-flor *Chlorostilbon aureoventris*, da abelha *Trigona spinipes* e

da borboleta *Junonia evarete*, no entanto, apenas *C. aureoventris* foi considerado o polinizador efetivo desta espécie, enquanto os demais visitantes foram considerados pilhadores de pólen e néctar, respectivamente. Esta classificação esta relacionada com o contato observado entre o corpo do visitante e os órgãos reprodutores, no caso dos visitantes foi inexistente, devido à morfologia floral da espécie.

As visitas dos beija-flores iniciaram às 6h15 min estendendo-se até as 16 horas, sendo mais freqüentes no período da manhã, com intervalos de 15 a 20 minutos entre as visitas, totalizando uma média de 18 visitas por inflorescência. No turno da tarde, além de menos freqüentes, os intervalos eram também maiores, variando entre 35 e 45 minutos, totalizando em média 10 visitas por inflorescência.

Durante as visitas, *C. aureoventris* insere o bico duas ou três vezes nas flores, coletando néctar, neste momento também contacta as anteras e/ou o estigma, ficando o pólen aderido à região mediana do bico, permanecendo de 6 a 10 segundos em cada flor, momento em que é realizada a polinização (Fig. 2). A seguir, o animal deslocava-se para outras inflorescências ou para galhos próximos, sem se afastar da planta, reiniciando posteriormente novas visitas, apresentando um comportamento descrito como 'territorialista' (*sensu* Feinsinger & Colwell 1978).

Trigona spinipes visitou as flores solitariamente ou em grupos de dois ou três indivíduos, permanecia na flor por longos períodos, sempre pilhando o néctar e coletando pólen, além de eventualmente recortar parte das flores, danificando-as com a dilaceração das anteras e/ou o estigma e filete, inviabilizando o processo de polinização.

Junonia evarete, durante as visitas, insere a longa espirotromba até a base do tubo da corola para coletar néctar, e não contacta as estruturas sexuais. Suas visitas ocorreram ao longo do dia, sendo mais intensas no período entre 10:00h- 15:00h.

Figura 2 – Visita de *Chlorostilbon aureoventris* às flores de *Neoglaziovia variegata*, na Fazenda Aragão, Campina Grande, PB.

Discussão

Em *N. variegata* a ocorrência concentrada ao período chuvoso do brotamento indica uma sazonalidade da fenofase, ocorrendo no período mais favorável. Segundo Van Schaik *et al.* (1993), a emissão sazonal de folhas nas espécies vegetais deve ocorrer em períodos onde as variáveis abióticas sejam capazes de otimizar o início desta fenofase, contrapondo-se às estações desfavoráveis, como em períodos secos, onde a escassez de água pode comprometer o crescimento vegetativo. Estudos abordando o brotamento em espécies de Bromeliaceae geralmente estão relacionados apenas à propagação vegetativa (Benzing 2000), os demais estudos (ver Siqueira-Filho & Leme 2006) abordam somente as fenofases reprodutivas das espécies, o que acaba impossibilitando comparações entre estes resultados e os obtidos neste estudo.

O período de floração de *N. variegata* influenciado positivamente pela precipitação, já foi relatado para outras duas espécies de bromeliáceas *Araeococcus micranthus* Brongn e *Aechmea beeriana* Smith & Spencer (Nara & Webber 2002). Embora os autores não tenham feito correlações estatísticas entre este evento fenológico e as variáveis climáticas, os mesmos indicaram a importância do

estresse hídrico como fator promotor da fenofase de floração. No caso de *N. variegata*, a floração ocorre sempre após o período seco, confirmada por outras observações realizadas por estes autores. O que justificaria também a correlação negativa encontrada. Recentemente, Siqueira-Filho & Machado (2004) estudando a fenologia da floração de *Araeococcus chlorocarpus* (Wawra) Leme & J.A.Siqueira e *Lymania smithii* Read, observou a ausência de correlação entre a precipitação pluviométrica e o total de plantas floridas. A floração destas espécies ocorreu como um evento sincronizado, também em plena estação seca. Analisando os casos supracitados, parece que a ausência de precipitação pode ser considerada como fator desencadeador da fenofase reprodutiva. Isso é facilmente observado quando analisamos populações em localidades onde a precipitação é ausente no mês de janeiro. Após o início das primeiras chuvas, não ocorre floração para algumas espécies, as quais florescem após a estação seca, como no caso de *N. variegata*. Para outras espécies, este fator atua de forma direta, relacionado possivelmente à intensidade da floração. Porém, outros estudos envolvendo fatores abióticos como precipitação e temperatura, não apenas de forma descritiva, necessitam ser realizados.

A floração do tipo curta ou explosiva e anual observada em *N. variegata*, caracteriza-se pela abertura anual de um elevado número de flores por planta, em um curto período, sendo semelhante ao observado em outras espécies de Bromeliaceae, tais como *Billbergia* e *Pitcairnia* (Siqueira-Filho & Machado 2004; Nara 1998; Nara & Webber 2002).

Em *N. variegata* a fenofase de frutificação parece não sofrer influência direta da precipitação, já que esta fenofase ocorre mesmo quando o período chuvoso inexiste. O processo de amadurecimento dos frutos, uma vez desencadeado, estará submetido a fatores internos e não mais a fatores externos, o que talvez explique a sobreposição das fenofases de floração e frutificação comumente observada para a família Bromeliaceae (Siqueira & Machado 1998; Siqueira & Machado 2001; Nara & Webber 2002).

A morfologia das flores, assim como a disposição das mesmas no escapo floral, segue o padrão observado paras outras espécies de Bromeliaceae, sugerido como sendo uma tendência evolutiva para plantas ornitófilas (Benzing *et al.* 2000).

Em *N. variegata*, embora a antese tenha tido início no período noturno, a fase funcional das flores, ou seja, das estruturas reprodutivas produzindo néctar, ocorreu durante o dia. Portanto, considera-se esta espécie como tendo antese diurna. Siqueira-Filho & Machado (2004) afirmam ser padrão na subfamília Bromelioideae, a antese diurna, com duração de apenas um dia, como no caso da espécie aqui estudada. No entanto, são conhecidos poucos casos de floração noturna, como em *Canistrum pickelii* (A. Lima & L. B. Sm.) Leme & J. A. Siqueira (Siqueira-Filho & Leme 2002) e *Aechmea kleinii* Reitz.

Semelhante ao observado em *Araeococcus parviflorus* (Siqueira-Filho & Machado 2004), nas flores de *N. variegata* o pólen é liberado algumas horas após o estigma se tornar receptivo, caracterizando assim uma breve dicogamia protogínica. Embora ocorra no período quando ainda não se iniciaram as visitas, parece impedir o contato entre anteras e estigma nos primeiros momentos de antese, impedindo inicialmente a autopolinização. A dicogamia é uma característica comum à maioria das espécies de Bromeliaceae (Martinelli 1997).

As concentrações elevadas de néctar encontrada em *N. variegata* são comuns ao padrão observado para flores melitófilas (Baker 1975; Baker & Baker 1990). Segundo Buzato *et al.* (2000), este fato é comum na maioria das Bromeliaceae no sudeste brasileiro, parecendo ser uma tendência evolutiva nesta família.

O teste para verificação da ocorrência de autopolinização indicou que as flores de *N. variegata* são autocompatíveis, uma vez que houve formação de frutos, semelhante ao ocorrido na maioria das espécies desta família

(McWilliams 1974; Martinelli 1997; Siqueira-Filho & Machado 2004). Para Benzing (1980), tal condição encontra-se associada freqüentemente à polinização por vertebrados, fato observado também nesta espécie.

A disposição central dos elementos sexuais da flor no tubo da corola em *N. variegata* facilita a deposição de pólen no bico dos beija-flores, durante a visita, fato semelhante ao observado por Sazima *et al.* (1995a) e Fischer & Araújo (1996) em 17 espécies de Bromeliaceae ornitófilas.

Chlorostilbon aureoventris apresenta-se como o polinizador efetivo de *N. variegata.* Segundo Leal *et al.* (2006), em um estudo sobre guildas, esta espécie de beija-flor foi a única a visitar indivíduos de *N. variegata* em uma área de caatinga pernambucana. A polinização de espécies de Bromeliaceae por *C. aureoventris* foi também observada em *Hohenbergia ridleyi* (Baker) Mez (Siqueira-Filho & Machado 1998) e *Dyckia tuberosa* (Vell.) Berr (Vosgueritchian & Buzato 2006). A freqüência e as relações com outras espécies de bromélias de diferentes ambientes destacam a importância desta espécie de beija-flor para a reprodução sexuada em Bromeliaceae.

O comportamento oportunista e pilhador de espécies de *Trigona* já são conhecidos (Sazima & Sazima 1989). Em algumas espécies de Bromeliaceae reconhecidamente ornitófilas, tais como *Billbergia morelii* Brongn, *Pitcairnia sprucei* Baker e *Cryptanthus dianae* Leme (Siqueira-Filho & Machado 2006) estas abelhas chegam a comprometer até a viabilidade da flor e isto parece estar relacionado com a escassez de recursos ou perturbação antrópica (Siqueira-Filho & Machado 2004). A espécie de borboleta apresenta- se apenas como pilhadora, semelhante ao observado para outras espécies da família (Martinelli 1997; Varassin & Sazima 2000; Vosgueritchian & Buzato 2006)

De acordo com a classificação de Faegri & Pijl (1979), as flores de *N. variegata* podem ser consideradas ornitófilas uma vez que, apresentam atributos florais relacionados com esta síndrome, tais como, corola tubulosa, perianto de cores vivas, ausência de odor e presença de néctar como principal recurso floral. A predominância da ornitofilia na família Bromeliaceae, de maneira geral, é confirmada em vários estudos com comunidades neotropicais, sendo considerada a família mais importante na guilda de ornitofilia da Floresta Atlântica do Sudeste do Brasil (Buzato *et al.* 2000) e do Nordeste (Siqueira-Filho & Machado 2006).

Na família Bromeliaceae, são conhecidas espécies ornitófilas (McWillians 1974; Ruschi 1982; Frisch & Frisch 1995), melitófilas (Fischer 1996; Siqueira-Filho & Machado, 1998; Ramirez *et al.* 2000), quiropterófilas (Vogel 1969; Sazima *et al.* 1989, 1995b, 1999), esfingófilas (Siqueira-Filho & Leme 2002) e até espécies polinizadas por roedores (Cocucci & Sérsic 1998), conferindo uma ampla irradiação adaptativa a esta família (Benzing 1980, 2000; Vogel 1990). No entanto, a ornitofilia predominante nesta família tem sido interpretada como mecanismo de evolução paralela entre bromélias e beija-flores (Siqueira-Filho & Machado 1998; Varassin & Sazima 2000).

Neoglaziovia variegata, embora apresente um sistema reprodutivo autocompatível, possui uma relação de dependência com uma única espécie polinizadora (*C. aureoventris*), para a permuta de genes entre as populações estudadas e possivelmente entre as demais presentes na Caatinga.

Agradecimentos

A José Roberto Lima (Herbário UFP) pela organização do material testemunho. Aos revisores anônimos pelas sugestões ao manuscrito.

Referências Bibliográficas

Araújo, A. C.; Fischer, E. A. & Sazima, M. 1994. Floração seqüencial e polinização de três espécies de *Vriesea* (Bromeliaceae) na região de Juréia, Sudeste do Brasil. Revista Brasileira de Botânica 17: 113-118.

Baker, H. G. 1975. Sugar concentration in nectars from hummingbird flowers: Biotropica 7: 37-41.

Baker, H. G. & Baker, I. 1990. The predictive value of nectar chemistry to the recognition of pollinator types. Israel Journal of Botany 39: 157-166.

Benzing, D. T. 1980. The biology of the bromeliads. Mad River Press, California, 305p.

Benzing, D. H. 2000. Bromeliaceae: Profile of an adaptative radiation. Cambridge University Press, Cambridge, 690 p.

Benzing, D. H.; Luther, H. E. & Bennett, B. 2000. Reproduction and life history. *In*: Benzing, D. H. (ed). Bromeliaceae: Profile of an adaptative radiation. Cambridge University Press, Cambridge. Pp. 245-328.

Buzato, S.; Sazima, M. & Sazima, I. 2000. Hummingbird-pollinated floras at three Atlantic forest sites. Biotropica 2: 824-841.

Cocucci, A. & Sérsic, A. 1998. Evidence of rodent pollination in subtropical South America *In*: Owens, S. J. & Rundall, P. J. (eds). Reproductive biology. Royal Botanical Gardens, Kew. Pp. 113-121.

Faegri, K. & Pijl, V. D. 1979. The principles of pollination ecology. Pergamon Press, Oxford, New York, 244p.

Feliciano, M. L. M. & Mélo, R. B. 2003. Atlas do estado da Paraíba: Informação para Gestão do Patrimônio Natural. SEPLAN/ IDEME, João Pessoa, 58p.

Feinsinger, P. & Colwell, R. K. 1978. Community organization among neotropical nectar-feeding birds. American Zoologist 18: 779-775.

Fischer, E.A. 1996. Polinização por beija-flores *In* Anais do V Congresso Brasileiro de Ornitologia, Campinas, p.85-90

Fischer, E. & Araujo, A. C. 1996. The bromeliad flora of the Rio Verde estuary (Juréia, São Paulo): a comparison with other neotropical communities. Journal of the Bromeliad Society 3: 19-25.

Frisch, J. D. & Frisch, C. A. D. 1995. O jardim dos beija-flores. Dalgas-Ecoltec Ecologia técnica, São Paulo, 272p.

Galen, C. & Plowright, R. C. 1987. Testing the accuracy of using peroxidase activity to indicate stigma receptivy: Canadian Journal of Botany 65: 107-111.

Gentry, A. H. 1974. Flowering phenology and diversity in tropical Bignoniaceae. Biotropica 6(1): 64-68.

Leal, F. C.; Lopes, A. V. & Machado, I. C. 2006. Polinização por beija-flores em uma área de caatinga no Município de Floresta, Pernambuco, Nordeste do Brasil. Revista Brasileira de Botânica 29(3): 379-389.

Luther, H. E. 2006. An alphabetical list of bromeliad binomials. Bromeliad Society International, Sarasota, 119p.

Machado, I. C. & Lopes, A. V. 2003. Recursos florais e sistemas de polinização e sexuais em Caatinga *In:* Leal, I. R.; Tabarelli, M. & Da Silva, J. M. C. (eds.). Ecologia e conservação da caatinga. Ed. Universitária da Universidade Federal de Pernambuco, Recife. Pp. 515-559.

Martinelli, G. 1997. Biologia reprodutiva de Bromeliaceae na Reserva Ecológica de Macaé de Cima. *In:* Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. R. (org.). Serra de Macaé de Cima: diversidade florística e conservação em Mata Atlântica. Instituto de Pesquisas do Jardim Botânico, Rio de Janeiro. Pp. 213-250.

McWilliams, E. L. 1974. Evolutionary ecology. *In*: Smith, L. B. & Downs, R. J. (eds). Bromeliaceae (Pitcairnioideae): Flora Neotropica. Monograph 14. Hafner Press, New York. Pp 40-55

Morellato, L. P. C. & Leitão-Filho, H. F. 1990. Estratégias fenológicas de espécies arbóreas em floresta mesófila na Serra do Japi. Revista Brasileira de Biologia 50: 163-173.

Nara, A. K. 1998. Biologia floral e polinização de quatro espécies de Bromeliaceae em vegetação de baixio na Amazônia Central. Dissertação de Mestrado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, 82p.

Nara, A. K. & Webber, A. C. 2002. Biologia floral e polinização de *Aechmea beeriana* (Bromeliaceae) em vegetação de baixo na Amazônia Central. Acta Amazônica 32(4): 571-588.

Newstrom, L. E.; Frankie, G. W. & Baker, H. G. 1994. A new classification for plant phenology based on flowering patterns in Lowland Tropical Rain Forest Trees at La Selva, Costa Rica: Biotropica 26(2): 141-159.

Pereira, D. D. 2003. O Caroá *Neoglaziovia variegata* Mez no Cariri paraibano: ocorrência, antropização e possibilidades de manejo no assentamento Estrela D'Alva. Dissertação de Mestrado. Prodema/ UFPB-UEPB, João Pessoa, 282p.

Ramirez, R; Chi-May, F.; Carnevali, G.; May-Pat, F. & Chuc-Puc, G. 2000. Portraits of Bromeliaceae from the Mexican Yucatán Peninsula - I: *Hechtia schottii* Baker *ex* Hemsley. Journal of the Bromeliad Society 50(1): 20-24.

Reitz, R. 1953. Uma *Aechmea* de flores noturnas. Anais Botânicos do Herbário Barbosa Rodrigues 5: 253-255.

Ruschi, A. A. 1982. Beija-flores do Estado do Espírito Santo. Editora Rios LTDA. 263p.

Sampaio, E. V. S. B.; Pareyn, F. G. C.; Figueirôa, J. M. & Santos Jr, A. G. 2005. Espécies da flora nordestina de importância econômica potencial. Vol. 700. Associação Plantas do Nordeste, Recife, 331p.

Sazima, I. & Sazima, M. 1989. Mamangavas e aripuás (Hymenoptera, Apoidea): visitas, interações e conseqüências para a polinização do maracujá (Passifloraceae). Revista Brasileira de Entomologia 33: 109-118.

______; Buzato, S. & Sazima, M. 1995. The saw-billed hermit *Ramphodon naevius* and its flowers in southeastern Brazil. Journal für ornithologie 36: 195-206.

______; Vogel, S.; Sazima, M. 1989. Bat pollination of *Encholirium glaziovii*, a terrestrial bromeliad. Plant Systematics and Evolution 168: 167-179.

Sazima, M.; Buzato, S. & Sazima, I. 1995. Bat pollination of *Vriesea* in Southeastern Brazil. Bromelia 2: 29-37.

______; Buzato, S. & Sazima, I. 1999. Bat-pollinated flower assemblages and bat visitors at two Atlantlic Forest sites in Brazil. Annals of Botany 83: 705-712.

______; Buzato, S. & Sazima, S. & SAZIMA, I. 2000. Polinização por beija-flores em *Nidularium* e gêneros relacionados. *In* Leme E.M.C. *Nidularium*: Bromélias da Mata Atlântica. Sextante Artes, Rio de Janeiro, 188-195.

Silva, M. A. V.; Braga, C. C.; Aguiar, M. J. N.; Nietzche, M. H. & Silva, B. B. 1987. Atlas climatológico do estado da Paraíba. 2ª ed. Universidade Federal da Paraíba, Núcleo de Meteorologia Aplicada, Campina Grande, 132p.

Siqueira-Filho, J. A. & Leme, E. M. C. 2002. An addition to the genus *Canistrum*: a new combination for an old species from Pernambuco and a new species from Alagoas, Brazil. Journal of the Bromeliad Society 52: 105-121.

______. 2006. Fragmentos de Mata Atlântica do Nordeste: biodiversidade, conservação e suas bromélias. Andrea Jakobsson Estúdio, Rio de Janeiro, 416p.

______ & Machado, I. C. 1998. Biologia floral de *Hohenbergia ridleyi* (Baker) Mez (Bromeliaceae). Bromélia 5: 1-13.

______. 2001. Biologia reprodutiva de *Canistrum aurantiacum* E. Morren (Bromeliaceae) em remanescente da Floresta Atlântica, Nordeste do Brasil. Acta Botanica Brasilica 15(3): 497-443.

______. 2004. Síndromes de polinização de uma comunidade de Bromeliaceae e biologia floral de *Vriesea psittacina* (Hoker) Lindley (Bromeliaceae) em Brejos dos Cavalos, Caruaru, Pernambuco. *In*: Brejos de Altitude em Pernambuco e Paraíba. História natural, ecologia e conservação. Porto, K. P.; Cabral, J. J. P. & Tabarelli, M. (orgs.). Ministério do Meio Ambiente, Brasília. Pp. 227-284.

______. 2006. Floração e polinização das bromélias da Mata Atlântica nordestina. *In:* Siqueira-Filho, J. A. & Leme, M. C. Fragmentos de Mata Atlântica do

Nordeste – Biodiversidade, Conservação e suas Bromélias. Andrea Jakobsson Estúdio, Rio de Janeiro. Pp. 158-189.

______ & Tabarelli, M. 2006. Bromeliad species of the Atlantic forest of north-east Brazil: Losses of critical populations of endemic species. Oryx 40(2): 218-224.

Smith, L. B. & Downs, R. J. 1979. Bromelioideae (Bromeliaceae). Flora Neotropica Monograph 14(3): 1493-2141.

Van Schaik, C. P.; Terborgh, J. W. & Wright, S. J. 1993. The phenology of forests: Adaptative significance and consequences for primary consumers. Review of Ecology and Systematics 24: 353-337.

Varassin, I. G. & Sazima, M. 2000. Recursos de Bromeliaceae utilizados por beija-flores e borboletas em Mata Atlântica do sudeste do Brasil. Boletim Museu de Biologia Mello Leitão 11/12: 57-70.

Veloso, P. H.; Rangel-Filho, A. L. R. E.; Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira adaptada a um sistema universal. IBGE, Rio de Janeiro, 92p.

Vogel, S. 1969. Chiropterophilie in der neotropischen Flora. Neue mitteilungen III Flora abseiling 158: 89-323.

Vogel, S. 1990. Radiación adaptativa del síndrome floral en las famílias neotropicales. Boletim de la Academia Nacional de Ciências. Córdoba 59: 5-13.

Vosguertchian, S. B. & Buzato, S. 2006. Reprodução sexuada de *Dyckia tuberosa* (Vell.) Berr (Bromeliaceae, Pitcairnioideae) e a interação planta-animal. Revista Brasileira de Botânica 29(3): 433-442.

Samambaias da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil: Anemiaceae, Aspleniaceae, Cyatheaceae e Lygodiaceae

Adriana A. Arantes[1,3], *Jefferson Prado*[1] & *Marli A. Ranal*[2]

Resumo

(Samambaias da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil: Anemiaceae, Aspleniaceae, Cyatheaceae e Lygodiaceae) O presente trabalho apresenta o levantamento das famílias Anemiaceae, Aspleniaceae, Cyatheaceae e Lygodiaceae da Estação Ecológica do Panga e traz o tratamento taxonômico de suas espécies. A Estação Ecológica do Panga abrange 409,5 ha e está situada a 30 km ao sul de Uberlândia, MG, entre as coordenadas 19°09'20"–19°11'10" S e 48°23'20"–48°24'35" W, entre 740–840 m de altitude. A área apresenta grande importância ecológica por ser uma das poucas formações de vegetação natural da região e por possuir diferentes fisionomias do bioma Cerrado, como campestres, savânicas e florestais. São tratadas neste artigo quatro famílias e oito espécies. São apresentadas chaves para as famílias, bem como ilustrações, distribuição geográfica e comentários dos táxons.

Palavras-chave: Aspleniaceae, cerrado, Cyatheaceae, samambaias, Schizaeales.

Abstract

(Ferns of the Ecological Station of Panga, Uberlândia, Minas Gerais State, Brazil: Anemiaceae, Aspleniaceae, Cyatheaceae and Lygodiaceae) This paper is a floristic survey of the families Anemiaceae, Aspleniaceae, Cyatheaceae, and Lygodiaceae of the Ecological Station of Panga, and provides the taxonomic treatment for its species. The Ecological Station of Panga covers an area of 409.5 ha, and is located about 30 km to the South of Uberlândia, Minas Gerais State, Brazil, between the geographical coordinates 19°09'20"–19°11'10" S and 48°23'20"–48°24'35" W, at 740–840 m altitude. The area represents a good remnant of the natural vegetation of the region, presenting different savanna and forest physiognomics. We present here the taxonomic treatments for four families and eight species. Identification keys, descriptions, illustrations of diagnostics characters of the families and species, geographical distribution, and comments are presented.

Key words: Aspleniaceae, Cyatheaceae, ferns, savanna, Schizaeales.

Introdução

O Cerrado é considerado um dos 25 *hotspots* mundiais (Myers *et al.* 2000; Mittermeier *et al.* 2005), uma vez que possui um grande número de espécies (Castro *et al.* 1998; Mendonça *et al.* 1998) e alta diversidade alfa e beta (Ratter *et al.* 2003; Bridgewater *et al.* 2004).

A região do Triângulo Mineiro, onde está situada a área de estudo, é considerada como uma das mais críticas, por restarem poucos remanescentes deste bioma e poucas unidades de proteção integral (Drummond *et al.* 2005). Uma dessas unidades é a Estação Ecológica do Panga (EEP), situada no município de Uberlândia, a qual apresenta uma considerável diversidade de fitofisionomias características do bioma Cerrado (Schiavini & Araújo 1989).

Até o presente, sabe-se que a flora de samambaias e licófitas da área está constituída por 52 espécies, 13 famílias e 22 gêneros. Thelypteridaceae é a mais rica entre as samambaias, com 14 espécies e dois gêneros (Arantes *et al.* 2007a, b; Arantes *et al.* 2008), seguida de Pteridaceae e Polypodiaceae, com quatro gêneros e sete espécies cada.

Neste trabalho é apresentado o tratamento taxonômico para Anemiaceae, Aspleniaceae, Cyatheaceae e Lygodiaceae da área, com chaves de identificação, sinonímia, ilustrações, distribuição geográfica e comentários sobre as espécies.

Artigo recebido em 04/2008. Aceito para publicação em 11/2008.
[1]Instituto de Botânica, C.P. 3005, 01061-970, São Paulo, SP, Brasil.
[2]Universidade Federal de Uberlândia, Instituto de Biologia, C.P. 593, 38400-902 Uberlândia, MG, Brasil.
[3]Autor para correspondência: adrianassisa@hotmail.com

Material e Métodos

A Estação Ecológica do Panga (EEP) abrange 409,5 ha e está situada a 30 km ao sul do centro da cidade de Uberlândia, MG, entre as coordenadas 19°09'20"–19°11'10"S e 48°23'20"–48°24'35"W, a 740–840 m de altitude (Araújo *et al.* 2002). A área apresenta fisionomias comuns do bioma Cerrado como campestres (Campo Sujo, Campo Limpo Úmido), savânicas (Cerrado sentido restrito, Veredas) e florestais (Cerradão, Mata seca e Mata de galeria) (Ribeiro & Walter 1998).

Os espécimes testemunhos foram coletados, herborizados e depositados nos Herbários HUFU e SP.

Os tratamentos taxonômicos são apresentados em ordem alfabética de famílias, gêneros e espécies, seguindo o sistema de classificação de Smith *et al.* (2006). As descrições foram elaboradas com base nos caracteres morfológicos dos espécimes coletados na área e, quando necessário, complementadas com materiais de áreas próximas. A terminologia morfológica adotada está de acordo com Lellinger (2002). As descrições das famílias e gêneros foram baseadas nos trabalhos de Mickel (1962; 1981), Moran (1995a,b) e Smith *et al.* (2006) e as abreviações dos nomes dos autores de táxons seguiram Pichi-Sermolli (1996).

Resultados e Discussão

Na área de estudo foram encontradas cinco espécies de Anemiaceae (*Anemia ferruginea* var. *ahenobarba*, *Anemia hirsuta*, *Anemia nervosa*, *Anemia oblongifolia* e *Anemia phyllitidis*); uma espécie de Aspleniaceae (*Asplenium formosum*); uma de Cyatheaceae (*Cyathea delgadii*) e uma de Lygodiaceae (*Lygodium venustum*).

Chaves para as famílias

1. Plantas arborescentes, pecíolo e raque com espinhos .... Cyatheaceae
1. Plantas herbáceas ou lianescentes, pecíolo e raque sem espinhos.
    2. Frondes escandentes, com crescimento indeterminado .... Lygodiaceae
    2. Frondes não escandentes, com crescimento determinado.
        3. Lâmina 1-pinado-pinatífida; soros elípticos, oblongos a lineares .... Aspleniaceae
        3. Lâmina inteira a 1–3 pinada, raro pinatífida; soros reunidos em pinas proximais e estas modificadas em forma de panículas .... Anemiaceae

As famílias Anemiaceae e Lygodiaceae pertencem à ordem Schizaeales que é monofilética, com registros fósseis do início do Jurássico, e amplamente distribuída nas regiões tropicais e sul temperadas (Moran 1995a; Collinson 1996).

Classicamente esta ordem era formada por apenas uma família, Schizaeaceae, caracterizada como uma família de samambaias leptosporangiadas basais, constituída por cinco gêneros, *Anemia*, *Lygodium*, *Actinostachys*, *Mohria* e *Schizaea*, e aproximadamente 170 espécies (Mickel 1962; Moran 1995a; Skog *et al.* 2002). Após um histórico de segregações e uniões entre os seus representantes, baseado principalmente em caracteres morfológicos como hábito de crescimento e aspecto geral (Moran 1995a), recentemente Schizaeaceae foi novamente segregada em três famílias distintas, Anemiaceae, Lygodiaceae e Schizaeaceae *s.s.* (Wikström *et al.* 2002; Smith *et al.* 2006). As principais características deste grupo são as lâminas estéreis e férteis diferenciadas, ausência de soros bem definidos e presença de esporângios com ânulos contínuos, transversos e subapicais (Smith *et al.* 2006).

Anemiaceae Link., Fil. Spec.: 23. 1811.

Plantas terrestres ou rupícolas. Rizoma reptante a subereto, coberto por tricomas pluricelulares. Frondes hemidimorfas a dimorfas; lâmina inteira a 1–3-pinada; pinas proximais modificadas em espigas férteis longamente pediceladas, eretas ou raramente horizontais, com tecido laminar ausente ou reduzido; nervuras livres, dicotômicas ou raramente anastomosadas. Esporângios geralmente sobre o par basal de pinas, às vezes, mais de duas pinas ou todas as pinas modificadas em pinas férteis, geralmente eretas; esporos triletes.

Em Anemiaceae estão incluídas plantas terrestres ou rupícolas, sendo caracterizadas principalmente pela presença de esporângios sobre o par basal de pinas proximal (Smith *et al.* 2006).

Anemia Sw., Syn. Fil. 6: 155. 1806, *nom. cons.* Tipo: *Osmunda phyllitidis* L. (= *Anemia phyllitidis* (L.) Sw.).

Rizoma curto-reptante, horizontal ou subereto, coberto por tricomas castanho-escuros a alaranjados ou ferrugíneos. Frondes eretas, parcial ou totalmente dimorfas; lâmina 1–3-pinada, raro pinatífida ou inteira, papirácea a coriácea, glabra, tomentosa ou hirsuta; pinas proximais modificadas em espigas férteis, longamente pediceladas, eretas ou raramente horizontais, com tecido laminar reduzido ou ausente; nervuras livres ou anastomosadas, sem nervura inclusa nas aréolas. Esporângios em duas fileiras sobre os últimos segmentos das pinas férteis, sésseis, subglobosos a ovais.

Anemia possui cerca de 120 espécies, com distribuição nos trópicos e subtrópicos, sendo a maioria do Novo Mundo e algumas poucas de ocorrência na África, Índia e ilhas do oceano Índico (Mickel 1981; Moran 1995a; Skog *et al.* 2002; Smith *et al.* 2006). O Brasil é o centro de diversidade do gênero, com 70 espécies (Moran 1995a; Øllgaard 2001), sendo que a macrorregião Central e Sudeste ocupa lugar de destaque, com cerca de 33 espécies de *Anemia*, das quais cerca de 25 são endêmicas (Tryon & Tryon 1982).

Chave para as espécies de *Anemia* da E. E. do Panga

1. Lâmina estéril 1-pinado-pinatissecta a 2-pinado-pinatífido ...... *A. ferruginea* var. *ahenobarba*
1. Lâmina estéril 1-pinada ou 1-pinado-pinatífida.
    2. Pinas pinatífidas .... *A. hirsuta*
    2. Pinas inteiras.
        3. Pinas flabeliformes a obovais, nervuras livres .... *A. oblongifolia*
        3. Pinas lanceoladas ou oblongas, nervuras anastomosadas.
            4. Pinas lanceoladas, esparsamente pilosas a glabras, base arredondada, margens denteadas .... *A. phyllitidis*
            4. Pinas oblongas a ovais, densamente pilosas, base truncada a oblíqua, margens inteiras .... *A. nervosa*

Anemia ferruginea* var. *ahenobarba (Christ.) Mickel, Iowa State J. Sci. 36(4): 430. 1962. *Anemia ahenobarba* Christ., Pl. Nov. Mineir. 2: 37. 1900. **Tipo**: BRASIL, "Goyaz, montagnes, copiose, *Ule 584, 3203*" (holótipo P?, n.v.). Fig. 1a-b

Plantas terrestres ou rupícolas. Rizoma 1,5–2 cm diâm., horizontal, curto-reptante, densamente revestido por tricomas pluricelulares, ferrugíneos, 4–7 mm compr. Frondes 22–45 cm compr., hemidimorfas; pecíolo 9–27 × 0,2–0,4 cm, castanho-claro a amarelado, sulcado adaxialmente, com tricomas semelhantes aos do rizoma; lâmina estéril 12–16 × 7,5–10 cm, oval a lanceolada, 1-pinado-pinatissecta a 2-pinado-pinatífida, coberta por tricomas castanho-alaranjados, pluricelulares, 3–6 mm compr., muitas vezes adpressos; pinas estéreis 4,5–7

× 1,5–3 cm, lanceoladas a ovais, opostas a alternas, o primeiro par de pinas proximais 2-pinado-pinatífida, as demais pinas estéreis, pinado-pinatissecta, sésseis a curto-peciololuladas, base obtusa, margens inteiras e ápice pinatífido a pinatissecto; pinas proximais modificadas, com tecido laminar reduzido, eretas, maiores que as estéreis; raque e costa cobertas por tricomas semelhantes aos do rizoma, a maioria de 1–3 mm compr.; nervuras livres, 2–6 bifurcadas.

Material examinado: VIII.1986, *M.A. Ranal 383* (HUFU); III.1987, *M. A. Ranal 420* (HUFU); VII.1987, *M. A. Ranal 472* (HUFU); X.1987, *M. A. Ranal 488* (HUFU, SP); XI.1987, *M.A. Ranal 491* (HUFU, SP); V.1992, *M. A. Ranal 580* (HUFU), *588* (HUFU); V.1992, *M. A. Ranal 594* (HUFU); VI.1992, *M. A. Ranal 599* (HUFU); II.1993, *Araújo et al. 440* (HUFU).

Anemia ferruginea é encontrada em Honduras, Colômbia, Venezuela, Guiana, Suriname, Guiana Francesa, Equador, Peru, Bolívia e Brasil, onde se distribui por todo o território. Mickel (1962) separa a variedade *ahenobarba* por suas lâminas 2-pinado-pinatífidas, com os segmentos agudos a acuminados. No Brasil, esta variedade está restrita ao Nordeste (Bahia), Centro-Oeste (Mato Grosso e Goiás), Sudeste (Minas Gerais) (Prado & Labiak 2003) e Distrito Federal (Silva & Barros 2005). Na EEP ela ocorre em ambientes mais abertos, como campos sujos e barrancos de voçorocas.

As características distintivas desta variedade são rizoma horizontal, tomentoso, com tricomas ferrugíneos; o primeiro par de pinas proximais 2-pinado-pinatífida, lobos e ápice das pínulas agudos e presença de tricomas pluricelulares longos, muitas vezes adpressos, com até 6 mm compr.

Anemia hirsuta (L.) Sw., Syn. Fil.: 155. 1806. *Osmunda hirsuta* L., Sp. Pl. 1064. 1753. Lectótipo: escolhido por Lellinger, Proc. Biol. Soc. Wash. 98: 387. 1985: Plumier, Traité Foug. Amer. t. 162. 1705. Fig. 1c-d

Plantas terrestres ou rupícolas. Rizoma 0,5–1,2 cm diâm., curto-reptante, densamente revestido por tricomas pluricelulares, alaranjados, 4–10 mm compr. Frondes 12–25 cm compr., hemidimorfas; pecíolo 3–13,6 × 0,1–0,2 cm, castanho-claro a amarelado, sulcado adaxialmente, com tricomas semelhantes aos do rizoma; lâmina estéril 8–11,5 × 3,5–7,5 cm, oval a oblonga, 1-pinado-pinatífida, hirsuta, adaxialmente coberta por tricomas curtos, castanho-claros, pluricelulares, ca. 1 mm compr., ápice pinatífido ou semelhante às pinas laterais; pinas estéreis 2–4,2 × 0,6–2 cm, lanceoladas, opostas a alternas, pinatífidas, sésseis, base oblíqua, margens crenadas; pinas proximais férteis modificadas, com tecido laminar reduzido, eretas, maiores que as estéreis; raque pilosa, com tricomas semelhantes aos do rizoma, a maioria de 1–3 mm compr.; nervuras livres, 2–4 bifurcadas.

Material examinado: X.1987, *M. A. Ranal 487* (HUFU, SP); IV.1992, *M. A. Ranal 564* (HUFU, SP).

Anemia hirsuta está entre as espécies do gênero com maior distribuição no neotrópico, ocorrendo no México, América Central, Antilhas, Colômbia, Venezuela, Equador, Peru, Bolívia e Brasil (Moran 1995a; Mickel & Smith 2004).

Difere das demais espécies do gênero que ocorrem na EEP pelo menor porte (12–25 cm compr.) e pinas pinatífidas, sésseis de base oblíqua e margens crenadas. Ocorre sobre barrancos nas margens dos corpos d'água, sendo também coletada sobre barrancos de voçoroca, em área alterada.

Anemia nervosa Pohl, Fl. bras. 1(2): 193. 1859. Síntipos: BRASIL, "habitat in silvis supra Serra do Mar, prov. Sebastianopolitanae: *Pohl s.n.* (W?, n.v.); Bahium: *Blanchet s.n.* (W?, n.v.). Fig. 1e-f

Plantas terrestres ou rupícolas. Rizoma 1,5–2 cm diâm., curto-reptante, densamente revestido por tricomas pluricelulares, 4–7 mm compr. Frondes 18–40 cm compr., hemidimorfas; pecíolo 6,5–27 × 0,1–0,4 cm, castanho-claro a amarelado, sulcado adaxialmente, com tricomas semelhantes aos do rizoma; lâmina estéril 13–20 × 6,5–11,5 cm, oval a lanceolada, 1-pinada, coberta por tricomas castanho-alaranjados, pluricelulares, 3–6 mm compr.; pinas estéreis inteiras, 4,5–6 × 1,2–2,7 cm, oblongas a ovais, opostas a alternas, sésseis a curto-peciololuladas, base truncada a oblíqua, margens inteiras, ápice agudo a obtuso; pinas

Figura 1 – a–b. *Anemia ferruginea* var. *ahenobarba* – a. hábito; b. detalhe da face abaxial da pina mostrando as nervuras e os tricomas. c–d. *Anemia hirsuta* – c. hábito; d. detalhe da face adaxial da pina pinatífida mostrando as nervuras e os tricomas. e–f. *Anemia nervosa* – e. hábito; f. detalhe da face adaxial da pina mostrando as nervuras e os tricomas. (a–b *Araújo et al. 440*; c–d *Ranal 564*; e–f *Ranal 561*).

férteis modificadas, com tecido laminar reduzido, eretas, maiores que as estéreis; raque e costa cobertas por tricomas semelhantes aos do rizoma, a maioria de 1–3 mm compr.; nervuras 2–6 bifurcadas, anastomosadas a partir do terço superior próximo à margem.

Material examinado: V.1987, *M. A. Ranal 430* (HUFU, SP); IV. 1992, *M. A. Ranal 561* (HUFU, SP); XI.1994, *M. A. Ranal 604* (HUFU); X.1997, *A. A. Arantes 770* (HUFU, SP).

Segundo Mickel (comum. pessoal), *Anemia ouropretana* Christ é sinônimo de *A. nervosa*, embora o nome *A. ouropretana* tenha sido usado recentemente por alguns autores (Figueiredo & Salino 2005) para designar esta espécie.

Anemia nervosa pode ser confundida com duas outras espécies da área, *A. oblongifolia* e *A. phyllitidis*, diferenciando-se da primeira pelo seu porte maior (18–40 vs. 8–12 cm compr.) e nervuras anastomosadas. Com relação à segunda espécie, as diferenças estão no tipo de tricomas, menores em *A. phyllitidis* (1–2 vs. 3–6 mm compr.) e no formato das pinas, oblongas a ovais em *A. nervosa* e lanceoladas em *A. phyllitidis*. Esta espécie é pouco coletada na região do Triângulo Mineiro, e apresenta distribuição restrita aos estados do Mato Grosso, Bahia, Rio de Janeiro (Sehnem 1974), Minas Gerais e Goiás.

Anemia oblongifolia (Cav.) Sw., Syn. Fil. 156. 1806. *Osmunda oblongifolia* Cav., Icon. 6: 69. 1801. **Tipo**: PANAMÁ, *Née s.n.* (holótipo MA, n.v.). Fig. 2a-b

Plantas terrestres ou rupícolas. Rizoma 1,0–1,5 cm diâm., curto-reptante, densamente revestido por tricomas pluricelulares, alaranjados, 3–5 mm compr. Frondes 4,5–13,5 cm compr., hemidimorfas; pecíolo 1,5–5 × 0,1–0,2 cm, castanho-claro a amarelado, sulcado adaxialmente, com tricomas semelhantes aos do rizoma; lâmina estéril 3–11 × 2–3,5 cm, oblonga, 1-pinada, coberta por tricomas castanho-alaranjados a esbranquiçados, pluricelulares, de base dilatada, até 1 mm compr., às vezes arqueados; pinas estéreis inteiras, 0,8–1,7 × 0,5–1,1 cm, flabeliformes a obovadas, alternas, sésseis a curto-peciololuladas, base oblíqua, margens crenadas, ápice conforme; pinas férteis modificadas, com tecido laminar reduzido, eretas, maiores que as estéreis; raque, costa e pinas cobertas por tricomas semelhantes aos do rizoma, a maioria de até 1 mm compr.; nervuras livres, 2–6 bifurcadas.

Material examinado: III.1987, *M. A. Ranal 415* (HUFU, SP); VII.1987, *M. A. Ranal 476* (HUFU); X.1987, *M. A. Ranal 489* (HUFU); II.1988, *M. A. Ranal 505* (HUFU, SP); IV.1992, *M.A. Ranal 574* (HUFU); V.1992, *M. A. Ranal 579* (HUFU, SP), *595* (HUFU).

Apresenta distribuição ampla no neotrópico, ocorrendo no México, América Central, Colômbia, Venezuela, Guianas, Equador, Peru, Bolívia, Brasil e norte da Argentina (Moran 1995a). Na EEP, ocorre em locais total ou parcialmente sombreados, em barrancos de voçoroca e margens de corpos d'água.

As pinas flabeliformes a obovadas representam o caráter marcante desta espécie. Difere de *Anemia nervosa* pelo formato das pinas e suas margens crenadas, além das nervuras que são livres em *A. oblongifolia* e anastomosadas, a partir do terço superior próximo à margem, em *A. nervosa*.

Anemia phyllitidis (L.) Sw., Syn. Fil. 6: 155. 1806. *Osmunda phyllitidis* L., Sp. Pl.: 1064. 1753. Lectótipo: designado por Proctor, Ferns Jam.: 77. 1985: Plumier, Traité Foug. Amer. t. 156. 1705. Fig. 2c-d

Plantas terrestres ou rupícolas. Rizoma 1–1,7 cm diâm., ereto, densamente revestido por tricomas pluricelulares, alaranjados, 3–5 mm compr. Frondes 50–83 cm compr., hemidimorfas; pecíolo 11–49 × 0,2–0,5 cm, castanho-claro a amarelado, sulcado adaxialmente, às vezes anguloso, com tricomas semelhantes aos do rizoma; lâmina estéril 14–17 × 7,5–14 cm, oblonga a lanceolada, 1-pinada, esparsamente pilosa a glabra, tricomas castanho-alaranjados, pluricelulares, 1–2 mm compr.; pinas estéreis 5,5–9,5 × 1,8–2,6 cm, lanceoladas, opostas a alternas, peciololuladas a curto-peciololuladas, peciólulos com até 3 mm compr., base arredondada.

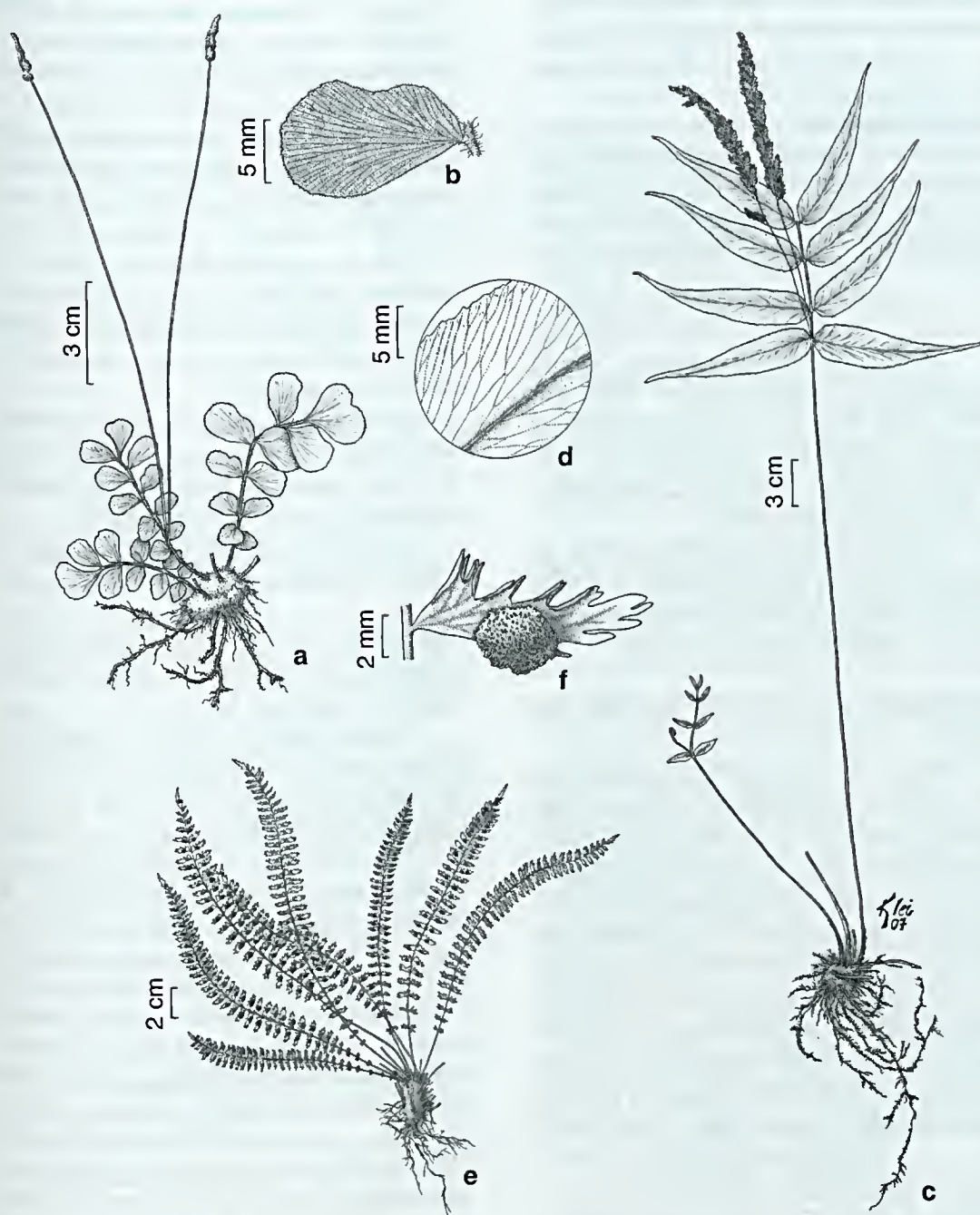



Figura 2 – a–b. *Anemia oblongifolia* – a. hábito; b. detalhe da face adaxial da pina mostrando as nervuras e os tricomas. c–d. *Anemia phyllitidis* – c. hábito; d. detalhe da face adaxial da pina mostrando as nervuras anastomosadas. e–f. *Asplenium formosum* – e. hábito; f. face abaxial da pina, detalhe de um soro (a–b *Ranal 505*; c–d *Ranal 413*; e–f *Ranal 409*).

margens denteadas, ápice acuminado, pina apical conforme a pinatilobada; pinas férteis modificadas, com tecido laminar reduzido, eretas, maiores que as estéreis; raque e costa adaxialmente cobertas por tricomas semelhantes aos do rizoma, até 3 mm compr.; nervuras anastomosadas.

Material examinado: VIII.1986, *M. A. Ranal 382* (HUFU, SP); III.1987, *M. A. Ranal 413* (HUFU, SP), *424* (HUFU, SP), *425* (HUFU); VII.1987, *M. A. Ranal 471* (HUFU); IV.1992, *M. A. Ranal 569* (HUFU, SP), 572 (HUFU); IX.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1247* (HUFU), *1261* (HUFU); X.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1312* (HUFU), *1313* (HUFU); XI.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1367* (HUFU).

Anemia phyllitidis possui ampla distribuição na América tropical (Mickel & Smith 2004). Na EEP, *A. phyllitidis* ocorre em cerradão, cerrado *s.s.* e em matas seca e de galeria, com preferência por locais sombreados ou próximos a solos úmidos.

Anemia phyllitidis destaca-se, entre as espécies do gênero, pelo porte maior (50–83 cm compr.), pinas com margens não recortadas e nervuras nitidamente anastomosadas.

Aspleniaceae Newman, Hist. Brit. Ferns: 6. 1840.

Plantas terrestres, epífitas ou rupícolas. Rizoma ereto, ascendente ou horizontal, com escamas clatradas, castanhas, raro pilosas. Frondes monomorfas, raro dimorfas, pecioladas a ocasionalmente subsésseis; pecíolo com dois feixes vasculares em forma de 'C' na base, que se fundem em forma de um 'X' na sua porção distal, não articulado, glabro, com tricomas e/ou escamas clatradas; lâmina inteira a 1–4-pinado-pinatífida, glabra, esparso pilosa ou às vezes com diminutas escamas; raque sulcada ou algumas vezes alada adaxialmente, glabra, esparso pilosa ou às vezes com diminutas escamas; nervuras livres, em poucos casos anastomosadas. Soros adjacentes ao lado acroscópico das nervuras, oblongos, elípticos a lineares, com paráfises; indúsio linear a oblongo; esporângios longo-pedicelados, com ânulo interrompido pelo pedicelo, glabros; esporos monoletes, aclorofilados, negros, castanho-claros a amarelados.

Aspleniaceae é monofilética, possui de um a 10 gêneros e cerca de 700 espécies (Smith *et al.* 2006), com distribuição nas regiões temperadas e tropicais (Sylvestre & Ramos 2005). A família é considerada bastante homogênea pela quantidade de espécies que abriga (Tryon & Tryon 1982). No entanto, os recentes estudos moleculares demonstram como incertas a maioria das delimitações genéricas (Smith *et al.* 2006). A maior parte das espécies pertence ao gênero *Asplenium*.

De acordo com Moran (1995b), as principais características da família são as escamas clatradas, os soros lineares e os feixes vasculares na base do pecíolo unidos ou não em forma de um 'X'.

No Brasil, a família está representada por dois gêneros *Asplenium*, com 69 espécies e quatro variedades, e *Antigramma*, com três espécies (Sylvestre & Ramos 2005).

Na EEP, foi encontrada uma espécie, *Asplenium formosum*.

Asplenium L., Sp. Pl. 2: 1078. 1753. Lectótipo: designado por J. Smith, Hist. Fil.: 316. 1875: *Asplenium marinum* L.

Plantas terrestres, epífitas ou rupícolas. Rizoma curto-reptante a ereto, ascendente ou horizontal, freqüentemente com escamas clatradas. Frondes monomorfas a raramente dimorfas, pequenas ou médias, raramente grandes, eretas, pendentes ou aderidas ao substrato; pecíolo verde, castanho-escuro ou negro, a maior parte das vezes ligeiramente alado, glabrescente ou com escamas e/ou tricomas principalmente na base; lâmina simples ou 1–3-pinado-pinatífida, deltóide, lanceolada a linear-lanceolada, glabra ou com escamas sobre a raque; nervuras livres, geralmente 1–2-furcadas ou até 5-furcadas no lado acroscópico das pinas proximais das pinas. Soros abaxiais, sobre as nervuras, oblongos a lineares; indúsio persistente, inteiro a erodido; esporângios glabros, pedicelados; esporos bilaterais, negros, com perisporo reticulado-crestado, liso, espinhoso, verrugoso ou papiloso.

Asplenium é cosmopolita, com cerca de 700 espécies (Mickel & Beitel 1988), ocorrendo

principalmente nas regiões tropicais e subtropicais. São listadas 83 espécies para a Mesoamérica, sendo 55 dessas ocorrentes em Oaxaca, México (Mickel & Beitel 1988), 64 espécies ocorrem na Venezuela (Smith 1995) e 69 espécies no Brasil (Sylvestre & Ramos 2005).

Asplenium formosum Willd., Sp. Pl. 5: 329. 1810. Tipo: VENEZUELA, Caracas, *Bredemeyer s.n.* (holótipo B-Willd. 19908, n.v). Fig. 2e-f

Plantas rupícolas ou epífitas. Rizoma ereto, 0,5–1 cm diâm., com escamas, 1,5–2 mm compr., lanceoladas, clatradas, brilhantes, bicolores a castanho-escuras, glabras. Frondes 20–27 cm compr., monomorfas; pecíolo 1,5–4 × 0,08–0,1 cm, castanho-escuro, brilhante, glabro ou com escamas lineares, alado na face adaxial; lâmina 1-pinado-pinatífida, 15–24,5 × 1,8–2 cm, lanceolada, papirácea, 2–6 pares de pinas proximais gradualmente reduzidas, ápice gradualmente reduzido, pinatífido; raque glabra em ambas as faces, brilhante, alada; pinas 0,8–1,1 × 0,2–0,4 cm, 32–39 pares, sésseis, oblongas, glabras, ápice agudo ou bifurcado, base oblíqua, margem acroscópica denteada, margem basiscópica inteira; nervuras livres, 6–12 pares por pina, bifurcadas no lado acroscópico proximal. Soros 1 por pina, oblongos a elípticos, submarginais, paralelos à margem basiscópica; indúsio inteiro, glabro.

Material examinado: XI.1986, *I. Schiavini s.n.* (HUFU 1440); III.1987, *M. A. Ranal 409* (HUFU, SP); II.1988, *M. A. Ranal 503* (HUFU); VII.1991, *M. A. Ranal 549* (HUFU, SP); IV.1992, *M. A. Ranal 560* (HUFU); X.1997, *A. A. Arantes 769* (HUFU, HRCB); IV.2000, *A. A. Arantes s.n.* (HUFU 46849, SP); IX.2004, *A. A. Arantes & R. A. Ranal 1248* (HUFU); X.2004, *A. A. Arantes & R.A. Ranal 1311* (HUFU), *1335* (HUFU), *1336* (HUFU), *1353* (HUFU).

Asplenium formosum é amplamente distribuída no neotrópico, com citações para o México (Mickel & Beitel 1988), América Central, Antilhas, Colômbia, Guianas, Equador, Peru, Brasil, Bolívia, Paraguai e nordeste da Argentina (Smith 1995). No Brasil, ocorre nos estados do Amazonas, Pará, Goiás, Distrito Federal, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Ceará, Pernambuco, Alagoas, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e Rio Grande do Sul (Sylvestre & Ramos 2005). Na EEP, está restrita às matas de galeria e mesófila semidecídua de encosta, sempre associada a solos com afloramentos de rocha basáltica.

Esta espécie se distingue das demais que ocorrem na área pelas pinas com margens acroscópicas denteadas e ápice variando de agudo a bifurcado e pelos soros, apenas um por pina, de formato oblongo a elíptico, com disposição submarginal e adjacente à porção basiscópica.

Cyatheaceae Kaulf., Wesen Farrenkr.: 119. 1827.

Plantas terrestres, arborescentes ou subarborescentes. Caule geralmente ereto, raramente delgado e escandente, com escamas e algumas vezes espinhos, comum a presença de cicatrizes foliares, restos de pecíolos, ou envolto por emaranhado de raízes adventícias fibrosas; feixes vasculares policíclicos, dictiostélicos. Frondes geralmente grandes, monomorfas, raro dimorfas; pecíolo espinescente ou não na base, com escamas, intumescido ou não, sulcado adaxialmente, com ou sem aflébias na base; lâmina 1–3-pinado-pinatífida, raro simples, glabra a densamente pilosa e com escamas; nervuras livres, raro anastomosadas. Soros circulares, superficiais ou terminais sobre as nervuras ou submarginais; paráfises maiores ou menores que os esporângios; indúsio ausente ou presente, arredondado ou bivalvado, cobrindo completamente ou não os esporângios, umbonados; esporângios curto-pedicelados, com quatro fileiras de células e ânulo oblíquo, não interrompido pelo pedicelo; esporos tetraédricos, triletes, com ornamentação variada, aclorofilados, amarelados.

Cyatheaceae possui distribuição pantropical, com registros fósseis datados do Jurássico e início do Cretáceo (Smith *et al.* 2006). Esta família, juntamente com Dicksoniaceae, Metaxyaceae e Cibotiaceae, formam um grupo monofilético de samambaias arborescentes (Korall *et al.* 2006).

De acordo com o sistema de classificação de Smith *et al.* (2006), Cyatheaceae inclui cinco gêneros (*Alsophila*, *Cyathea*, *Gymnosphaera*, *Hymenophyllopsis* e *Sphaeropteris*) e 600 espécies.

Os caracteres mais usados na distinção da família são a presença de escamas no caule, na base do pecíolo e, muitas vezes, sobre a lâmina e báculo (Tryon & Stolze 1989; Smith *et al.* 2006). Na área de estudo foi encontrada somente uma espécie, *Cyathea delgadii*, abundante no interior das veredas e manchas de matas de galeria junto a estas formações.

Cyathea Sm., Mém. Acad. Roy. Sci. (Turin) 5: 416. 1793. Tipo: *Polypodium arboreum* L. (= *Cyathea arborea* (L.) Sm.).

Plantas terrestres, subarbustivas a arborescentes. Caule ereto, com escamas, sem espinhos, geralmente com cicatrizes foliares, restos de pecíolos ou raízes adventícias fibrosas; raro bifurcado. Frondes monomorfas, raro dimorfas; pecíolo liso ou com escamas bicolores ou monocromáticas, setas negras raramente presentes, espinescente principalmente na base; lâmina 1–4-pinada, a maioria é 2-pinado-pinatissecta, glabra a densamente pilosa em ambas as faces, tricomas estrigosos, pluricelulares; raque, raquíola e costa espinescentes ou não, tomentosas adaxialmente; pinas inteiras a 2-pinado-pinatissecta; nervuras livres. Soros circulares, com receptáculo elevado, com paráfises; indúsio globoso presente ou ausente; esporos tetraédricos, triletes, geralmente 64 por esporângio.

O gênero possui mais de 115 espécies e distribuição tropical (Moran 1995c), do México e sul do Caribe ao norte da Argentina e sul do Brasil (Fernandes 2005). Os caracteres diagnósticos são caule arborescente ou não, escamas do pecíolo com margens inteiras e costa pubescente adaxialmente.

Cyathea delgadii Sternb., Vers. Fl. Vorwelt 1: 47, tab. B. 1820. Tipo: BRASIL, Goiás: *Pohl s.n.* (holótipo PRC, n.v.). Fig. 3a-c

Plantas terrestres, arborescentes. Caule ereto, coberto por escamas de 1–2 cm compr., coloridas uniformemente a levemente bicolores, castanhas com as margens mais claras, lanceoladas, ápice acuminado, margens erodidas, basefixas. Frondes 1,25–2,13 m compr., monomorfas; pecíolo 36–62 × 0,8–2,3 cm, piloso, não intumescido, castanho na base e paleáceo distalmente, sulcado adaxialmente, espinescente, escamas na base semelhantes às do caule; lâmina 90–150 × 64–150 cm, lanceolada, 1-2-pinado-pinatissecta; pinas alternas, linear-lanceoladas, acuminadas, sésseis a pecioluladas, peciólulos 3–12 mm compr.; pinas proximais 53–42 × 17–12 cm; pinas medianas 36–23 × 9–8 cm; pinas distais 8–10 × 2–2,5 cm; pínulas 3,5–5,5 × 0,7–1 cm, linear-lanceoladas, ápice acuminado, sésseis a pecioluladas; segmentos crenados e levemente falcados e recurvados no lado acroscópico, levemente alternos, tecido laminar entre as nervuras glabro; raque espinescente, densamente pilosa com tricomas estrigosos, pluricelulares, castanho-claros, principalmente abaxialmente; escamas de 0,5–10 mm compr., oval-lanceoladas, castanho-douradas sobre a costa, raque, raquíola; nervuras bifurcadas, raro simples. Soros circulares, sobre a bifurcação das nervuras; indúsio globoso e inflado, paráfises menores que os esporângios.

Material examinado: III.1987, *M. A. Ranal 422* (HUFU); V.1992, *M. A. Ranal 583* (HUFU, SP); X.2004, *A. A.Arantes & M. A. Ranal 1305* (HUFU, SP), *1318* (HUFU); XII.2004, *A. A.Arantes & M. A. Ranal 1383* (HUFU), *1388* (HUFU), *1405* (HUFU).

Cyathea delgadii é muito comum no interior de florestas tropicais úmidas e submontanas. Possui distribuição ampla, ocorrendo na Costa Rica, Panamá, Venezuela, Guiana Francesa, Guiana, Trindade, Colômbia, Equador, Peru, Bolívia, Argentina, Paraguai e Brasil (Tryon & Stoze 1989; Lellinger 1989; Moran 1995c; Smith 1995). Na EEP ela ocorre no interior e bordas de veredas.

Esta espécie destaca-se pelo hábito arborescente, caule aéreo bem desenvolvido e pecíolo espinescente, sulcado e coberto por escamas; lâmina 2-pinado-pinatissecta, chegando a medir 90–150 cm compr.; soros globosos, com indúsio inflado.

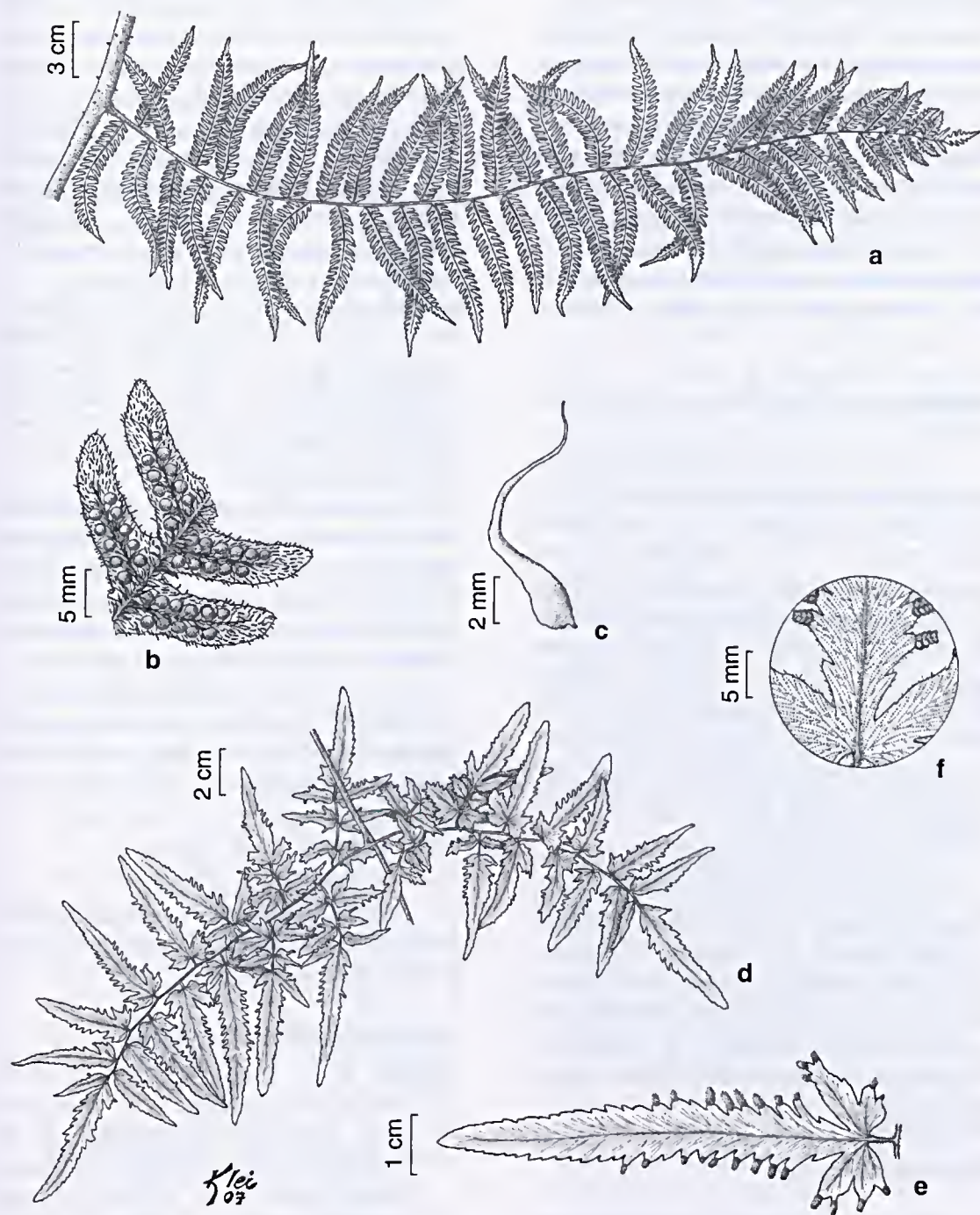



Figura 3 – a–c. *Cyathea delgadii* – a. face adaxial de uma pina proximal; b. face abaxial de parte da pínula, detalhe dos soros e indumento; c. detalhe de uma escama da face abaxial das pinas. d–f. *Lygodium venustum* – d. parte de uma lâmina em vista adaxial. e. detalhe da pínula na face abaxial; f. detalhe da pínula na face abaxial mostrando as nervuras e soros no ápice dos segmentos. (a–c *Arantes & Ranal 1383*; d–f *Ranal 412*).

Lygodiaceae M. Roem., Handb. Allg. Bot. 3: 520. 1840.

Plantas terrestres, rizoma reptante, delgado, protostélico. Frondes com crescimento indeterminado, volúveis; lâmina alternadamente pinada; pinas pseudodicotomicamente bifurcadas com uma gema dormente na axila; nervuras livres ou anastomosadas. Soros no ápice dos segmentos; esporângios abaxiais, solitários, 1 por soro, coberto por um falso-indúsio; esporos triletes.

Em Lygodiaceae são incluídas as espécies lianescentes da ordem Schizaeales, representadas por um único gênero, *Lygodium*, e cerca de 25 espécies (Skog *et al.* 2002).

Lygodium Sw., Bot. Schrader 1800(2): 106. 1802.

Plantas lianescentes. Rizoma terrestre, com tricomas aciculares, pluricelulares, alaranjados. Frondes com crescimento indeterminado, volúveis, enrolando-se a partir da gema apical da raque, monomorfas; lâmina 1–3-pinado-pinatífida, papirácea, glabra ou com tricomas pluricelulares alaranjados; pinas alternas, pecioluladas; pínulas divididas, palmado-lobadas a pinadas; nervuras livres ou anastomosadas. Soros no ápice dos segmentos; esporângios abaxiais, solitários, 1 por soro, cobertos pelo tecido laminar marginal, falso-indúsio; esporos triletes.

Lygodium apresenta distribuição pantropical, estendendo-se até as zonas temperadas no oeste dos Estados Unidos, Sul da África, Japão e Nova Zelândia, com cerca de 35 espécies, nove delas ocorrendo no Novo Mundo (Moran 1995a). Suas características são incomuns, como as frondes volúveis e de crescimento indeterminado, o que o torna distinto entre os demais gêneros da área.

Na EEP ocorre somente uma espécie, *Lygodium venustum*.

Lygodium venustum Sw., J. Bot. (Schrader) 1801(2): 303. 1803. Lectótipo: escolhido por Proctor, Fl. Lesser Antill. 2: 51. 1977: BRASIL, *Breynius s.n.* (S?, n.v.). Fig. 3d-f

Plantas terrestres. Rizoma não visto; pecíolo 1–1,2 mm diâm., castanho-claro, mais escuro na base, piloso na base e glabrescente na porção distal, tricomas aciculares, pluricelulares, articulados, alaranjados, 1–2 mm compr. Lâmina 2–3 pinado-pinatífida, crescimento indeterminado; pinas alternas, ca. 14 cm compr., peciololadas; pínulas 3–7,5 × 1–3 cm, palmado-lobadas a pinadas, articuladas, cobertas por tricomas pluricelulares, base do pediólulo não dilatada, 1–3 mm compr., segmentos proximais palmatilobados, base hastada, margens dentadas, ápice obtuso; nervuras livres.

Material examinado: III.1987, *M. A. Ranal 412* (HUFU, SP); IV.1992, *M. A. Ranal 553* (HUFU); XI.1998, *M. A. Ranal 632* (HUFU); XI.1999, *M. A. Ranal 914* (HUFU), *962* (HUFU); I.2000, *M. A. Ranal 1015* (HUFU, SP); IX.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1242* (HUFU, SP); XI.2004, *A. A. Arantes & M. A. Ranal 1366* (HUFU, SP).

Lygodium venustum apresenta distribuição ampla no neotrópico. Destaca-se entre as demais espécies que ocorrem no Panga, pelo hábito lianescente, segmentos proximais das pínulas palmatilobados, pínulas férteis com esporângios solitários no ápice dos segmentos (lobos) e esporângios cobertos por um falso indúsio.

Na EEP, *Lygodium venustum* ocorre no interior de formações florestais, como cerradão, matas seca e de galeria, bem como nas bordas destes ambientes.

Agradecimentos

Ao CNPq, pelo apoio financeiro na forma de bolsa de Pós-doutorado Júnior concedida à primeira autora.

Referências Bibliográficas

Arantes, A. A.; Prado, J &. Ranal, M. A. 2007a. *Macrothelypteris* e *Thelypteris* subg. *Cyclosorus* (Thelypteridaceae) da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 30(3): 411-420.

______. 2007b. *Thelypteris* subg. *Goniopteris e Meniscium* (Thelypteridaceae) da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil. Hoehnea 34(1): 121-129.

______. 2008. *Thelypteris* subg. *Amauropelta* (Thelypteridaceae) da Estação Ecológica do Panga, Uberlândia, Minas Gerais, Brasil. Rodriguésia 59(1): 201-208.

Araújo, G. M., Barbosa, A. A. A., Arantes, A. A. & Amaral, A. F. 2002. Composição florística de veredas no Município de Uberlândia, MG. Revista Brasileira de Botânica 25(4): 475-493.

Bridgewater, S.; Ratter, J. A. & Ribeiro, J. F. 2004. Biogeografic patterns, β-diversity and dominance in the cerrado biome of Brazil. Biodiversity and Conservation 13(12): 2295-2318.

Castro, A. A. J. F.; Martins, F. R.; Tamashiro, J. Y. & Shepherd, G. J. 1998. How rich is the flora of Brazilian cerrados? Annals of Missouri Botanical Garden 86: 192–224

Collinson, M. F. 1996. "What use are fossil ferns?" 20 years on: with a review of the fossil history of extant pteridophyte families and genera. *In:* Camus, J. M.; Gibby, M & Johns, R. J. (eds.). Pteridology in perspective. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 349–394.

Drummond, G. M.; Martins, C. S.; Machado, A. B. M.; Sebaio, F. A. & Antonini, Y. (orgs.). 2005. Biodiversidade em Minas Gerais: um atlas para sua conservação. 2 ed. Fundação Biodiversitas, Belo Horizonte, 222p.

Fernandes, I. 2005. Cyatheaceae. *In:* Cavalcanti, T. B. & Ramos, A. E. (orgs). Flora do Distrito Federal, Brasil. Vol. 4. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília. Pp. 123-134.

Figueiredo, J. B. & Salino, A. 2005. Pteridófitas de quatro reservas particulares do patrimônio natural ao sul da região metropolitana de Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil. Lundiana 6(2): 83-94.

Korall, P.; Pryer, K. M.; Metzgar, J. S.; Schneider, H. & Conant, D. S. 2006. Tree ferns: monophyletic groups and their relationships as revealed by four protein-coding plastid loci. Molecular Phylogenetics and Evolution 39(3): 830-845.

Lellinger, D. B. 1989. The ferns and fern-allies of Costa Rica, Panama, and the Chocó. Part 1: Psilotaceae through Dicksoniaceae. Pteridologia 2A: 1-364.

______. 2002. A modern multilingual glossary for taxonomic pteridology 3A. American Fern Society, Washington, 264p.

Mendonça, R. C.; Felfili, J. M.; Walter, B. M. T.; Silva Júnior, M. C.; Rezende, A. V.; Filgueiras, T. S. & Nogueira, P. E. 1998. Flora vascular do cerrado. *In*: Sano, S. M. & Almeida, S. P. (eds). Cerrado: ambiente e flora. Planaltina: Embrapa-CPAC. Pp. 289-556.

Mickel, J. T. 1962. A monographic study of the genus *Anemia*, subgenus *Coptophyllum*. Iowa State College Journal of Science 36(4): 349-482.

______. 1981. Revision of *Anemia* subgenus *Anemiorrhiza* (Schizaeaceae). Brittonia 33(3): 413-429.

Mickel, J. T. & Beitel, J. M. 1988. Pteridophyte Flora of Oaxaca, Mexico. Memoirs of The New York Botanical Garden 46: 1-568.

Mickel, J. & Smith, A. R. 2004. Pteridophytes of Mexico. Memoirs of the New York Botanical Garden 88: 1-1070.

Mittermeier, R. A.; Fonseca, G. A. B.; Rylands, A. B. & Brandon, K. 2005. A brief history of biodiversity conservation in Brazil. Conservation Biology 19(3): 601-611.

Moran, R. C. 1995a. Schizaeaceae. *In:* Davidse, G.; Souza, M. & Knapp, S. (eds.). Flora mesoamericana. Vol. 1. Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad de México. Pp. 52-57.

______. 1995b. *Asplenium*. *In* Davidse, G., Souza, M. & Knapp, S. (eds.). Flora mesoamericana. Vol. 1. Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad de México. Pp. 93-103.

______. 1995c. *Cyathea*. *In*: Davidse, G.; Souza, M. & Knapp, S. (eds.). Flora mesoamericana. Vol. 1. Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad de México, 325p.

Myers, N.; Mittermeier, R. A.; Mittermeier,

C. G.; Fonseca, G. A. B. & Kent, J. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. Nature 403: 853-858.

Øllgaard, B. 2001. Schizaeaceae. *In*: Harling, G. & Andersson, L. (eds.). Flora of Ecuador. Göteborg, University of Göteborg, 66: 81-104.

Pichi-Sermolli, R. E. G. 1996. Authors of scientific names in Pteridophyta. Kew, Royal Botanic Gardens, 78p.

Prado, J. & Labiak, P. H. 2003. Pteridófitas. *In:* Pirani, J. R.; Mello-Silva, R. & Giulietti, A. M. (orgs.). Flora de Grão Mogol, Minas Gerais. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 21(1): 25-47.

Ratter, J., Bridgewater, S. & Ribeiro, J. F. 2003. Analysis of the floristic composition of the brazilian cerrado vegetation III: Comparison of the woody vegetation of 376 areas. Edinburgh Journal of Botany 60(1): 57-109.

Ribeiro, J. F. & Walter, B. M. T. 1998. Fitofisionomias do bioma cerrado. In: Sano, S. M. & Almeida, S. P. (eds.). Cerrado: ambiente e flora. EMBRAPA-CPAC, Planaltina. Pp. 89-168.

Schiavini, I. & Araújo, G. M. 1989. Considerações sobre a vegetação da Reserva Ecológica do Panga (Uberlândia). Sociedade & Natureza 1: 61-66.

Sehnem, A. 1974. Esquizeáceas. *In:* Reitz, R. (Ed.). Flora Ilustrada Catarinense. Parte I, fasc. Esqui. Herbário Barbosa Rodrigues. Itajaí, 78 p.

Silva, M. R. P. & Barros, I. C. L. 2005. Schizaeaceae. *In*: Cavalcanti, T. B & Ramos, E. E. (orgs). Flora do Distrito Federal, Brasil, Vol. 4. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Pp. 219-247.

Skog, J. E.; Zimmer, E. A. & Mickel, J. T. 2002. Additional support for two subgenera of *Anemia* (Schizaeaceae) from data for the chloroplast intergenic spacer region *trnL-F* and morphology. American Fern Journal 92(2): 119-130.

Smith, A. R. 1995. Pteridophytes. *In*: Berry, P. E.; Holst, B. K. & Yatskievych (eds). Flora of the Venezuelan Guayana. Vol. 2. Missouri Botanical Garden & Timber Press. Pp: 30-46.

Smith, A. R., Pryer, K. M., Schuettpelz, E., Korall, P., Schneider, H. & Wolf, P. G. 2006. A classification for extant ferns. Taxon 55(3): 705–731.

Sylvestre, L. S. & Ramos, C. G. V. 2005. Aspleniaceae. *In*: Cavalcanti, T. B. & Ramos, E. E. (orgs). Flora do Distrito Federal, Brasil. Vol. 4. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília. Pp. 111-120.

Tryon, R. M. & Stolze, R. G. 1989. Pteridophyta of Peru. Part I. 1. Ophioglossaceae–12. Cyatheaceae. Fieldiana Botany, New series, 27: 111-139.

Tryon, R. M. & Tryon, A. F. 1982. Ferns and allied plants: with special reference to Tropical America. Springer-Verlag, New York, 857p.

Wikström, N.; Kenrick. P. & Vogel, J. C. 2002. Schizaeaceae: a phylogenetic approach. Review of Paleobotany and Palynology 119(1-2): 35-50.

Composição florística e distribuição de epífitas vasculares em um remanescente alterado de Floresta Estacional Semidecidual no Paraná, Brasil

Greta Aline Dettke[1,3], *Andréa Cristina Orfrini*[2] & *Maria Auxiliadora Milaneze-Gutierre*[2]

Resumo

(Composição florística e distribuição de epífitas vasculares em um remanescente alterado de Floresta Estacional Semidecidual no Paraná, Brasil) Estudos em várias regiões do globo têm demonstrado que a abundância, riqueza e estrutura das comunidades de epífitas vasculares, importantes elementos das florestas tropicais, mostram relevantes modificações de acordo com o grau de interferência sobre a estrutura das florestas. Este estudo teve como objetivo o levantamento e análise da distribuição da flora epifítica vascular do Parque do Ingá (Maringá, PR), verificando a existência de mudanças nesta sinúsia em zonas alteradas ao longo do fragmento estudado. Foram registradas 29 espécies de epífitas vasculares, representadas pelas famílias Bromeliaceae (7), Cactaceae (6), Polypodiaceae (4), Viscaceae (4), Orchidaceae (3), Araceae (2), Piperaceae (2) e Commelinaceae (1). A maioria das espécies são epífitas verdadeiras e as síndromes de dispersão predominantes são a endozoocoria e anemocoria. Em estudo quantitativo, foram amostradas 22 espécies, sendo as famílias mais importantes, quanto ao valor de importância epifítico, Polypodiaceae, Cactaceae e Bromeliaceae, ocupando preferencialmente o fuste alto e a copa. O índice de diversidade de Shannon para o Parque do Ingá foi de 1,106. Nas áreas de zoneamento do Parque há uma distribuição diferenciada das espécies epifíticas, de acordo com a umidade e oferta de luminosidade e nas áreas com maior impacto antrópico a riqueza de espécies foi menor, confirmando estudos anteriores em outras regiões de florestas tropicais.

Palavras-chave: flora, floresta tropical, síndrome de dispersão, fitossociologia.

Abstract

(Floristic composition and distribution of vascular epiphytes in an altered fragment of Seasonal Semideciduous Forest in Paraná State, Brazil) Studies in several areas of the world have been demonstrating that important elements of tropical forests like vascular epiphytes show relevant modifications according to the degree of interference on the structure of the forests. This study aims to rise and analyze the distribution of the vascular epiphytes of the Parque do Ingá (Maringá, PR) as well as to verify the existence of changes in this plant group in altered areas along the fragment. In qualitative study, 29 species of vascular epiphytes were registered, belonging to the families Bromeliaceae (7), Cactaceae (6), Polypodiaceae (4), Viscaceae (4), Orchidaceae (3), Araceae (2), Piperaceae (2) and Commelinaceae (1). Most of the species is holoepiphytes and the anemochory and endozoochory are predominant dispersion syndromes. In quantitative study, 22 species were showed. Considering the value of epiphytic importance, the most important families are Polypodiaceae, Cactaceae and Bromeliaceae. They occupy preferentially loud trunk and the top trees. The Shannon diversity index for the Parque do Ingá was of 1,106. In the zoning areas of the park there is a differentiated distribution of the epiphytic species, according to humidity and offer of light and in the areas with larger antropic impact the richness of species was low, confirming previous studies in other areas of tropical forests.

Key words: flora, tropical forest, dispersion syndromes, phytosociology.

Introdução

As epífitas vasculares compõem cerca de 10% de todas as plantas vasculares conhecidas, perfazendo em torno de 29.000 espécies (Gentry & Dodson 1987a,b; Madison 1977). Representam importante contribuição à diversidade biológica das florestas tropicais, em termos de riqueza de espécies e biomassa (Gentry & Dodson 1987a,b; Nadkarni 1985, 1992). São também importantes como fontes de recursos para os animais do dossel da floresta, seja como alimento (frutos, néctar e pólen),

Artigo recebido em 10/2007. Aceito para publicação em 11/2008.
[1]Programa de Pós-Graduação em Botânica, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Av. Bento Gonçalves 9500, Bloco IV, Prédio 43433, Campus do Vale, Bairro Agronomia, 91501-970, Porto Alegre, RS, Brasil.
[2]Departamento de Biologia, Universidade Estadual de Maringá, Av. Colombo 5790, 87020-970 Maringá, PR, Brasil.
[3]Autor para correspondência: gretadet@yahoo.com.br

água ou mesmo material para a construção de ninhos, possibilitando assim maior diversidade faunística (Benzing 1990). As epífitas também têm grande influência sobre a ciclagem de água e de nutrientes no interior das florestas (Nadkarni 1988).

Recentemente, as comunidades de epífitas vasculares têm sido utilizadas como bioindicadoras das mudanças climáticas, poluição e danos aos ecossistemas (Lugo & Scatena 1992; Richter 1991). Estudos em várias regiões do globo têm demonstrado que a abundância, riqueza e estrutura das comunidades de epífitas vasculares mostram importantes modificações de acordo com o grau de interferência sobre a estrutura das florestas tropicais (Barthlott *et al.* 2001; Hietz 1997; Hietz-Seifert *et al.* 1996; Nkongmeneck *et al.* 2002; Turner *et al.* 1994). De modo geral, os autores observam a diminuição da abundância e riqueza de espécies epífitas em florestas secundárias em relação às florestas primárias, bem como a modificação na composição de espécies nestas áreas.

Nas últimas décadas vários estudos importantes sobre a sinúsia epifítica têm sido realizados nas Regiões Sudeste e Sul do Brasil, enfocando, além da composição específica, diversos aspectos ecológicos, tais como distribuição vertical, horizontal e ao longo de gradientes latitudinais, síndromes de polinização e dispersão e aspectos fitossociológicos, dentre outros (Breier 1999, 2005; Waechter 1992, 1998). Entretanto, poucos trabalhos existem para o grupo em áreas de Floresta Estacional Semidecidual (Breier 2005; Dislich & Mantovani 1998; Pinto *et al.* 1995) e no estado do Paraná destacam-se os estudos de Cervi & Borgo (2007), Borgo *et al.* (2002) e Tomazini (2003). Tais estudos, assim como a maioria dos trabalhos realizados no Brasil, restringem-se a uma abordagem florística e/ou fitossociológica e pouco discutem as conseqüências das alterações ambientais sobre a flora epifítica.

O município de Maringá, localizado no noroeste do Paraná, encontra-se sob domínio desta vegetação, mas atualmente poucas são as áreas com florestas nativas (menos de 0,5%), devido à grande fronteira agrícola que se estabeleceu na região nas últimas seis décadas. Muitos são remanescentes alterados localizados no perímetro urbano municipal. Tal é o caso do Parque do Ingá, uma área de conservação. Em trabalhos anteriores, a área total deste parque foi subdividida em zonas de acordo com o grau de alteração, baseando-se principalmente na estrutura da comunidade arbóreo-arbustivo e histórico de regeneração da área (Prefeitura Municipal de Maringá 1994).

Em vista da importância das epífitas vasculares no contexto das florestas tropicais e da relevância da área de estudo como um dos últimos remanescentes de Floresta Estacional Semidecidual paranaense, este estudo teve como objetivos o levantamento e a análise da distribuição da flora epifítica vascular do Parque do Ingá, Maringá (PR). O intuito é avaliar se as áreas mais alteradas possuem número menor de espécies e composição comunitária diferenciada em relação às áreas mais preservadas, como apresentado nos estudos precedentes desta sinúsia.

Materiais e Métodos

Área de estudo

O Parque do Ingá (Fig. 1) é uma Unidade de Conservação Municipal, destinada ao turismo, lazer e preservação ambiental, coberta com floresta nativa, embora bastante alterada pela ação antrópica. Encontra-se localizado no perímetro urbano do município de Maringá, com 47,3 ha de extensão e representa um dos últimos remanescentes regionais de Floresta Estacional Semidecidual (Prefeitura Municipal de Maringá 1994). O município de Maringá localiza-se a 23°25'S e 51°25'W; apresenta precipitação média anual entre 1.500 e 1.600 mm e temperaturas médias anuais entre 20–21°C, com médias máximas de 27 a 28°C e mínimas entre 16 e 17°C (Anjos *et al.* 2001).

Para a efetivação deste estudo foram realizadas visitas quinzenais ao Parque do Ingá, entre os anos de 2003 e 2007, para a coleta de amostras de representantes epifíticos vasculares. Todo o material fértil coletado e herborizado foi incorporado ao Herbário da Universidade Estadual de Maringá (HUEM).

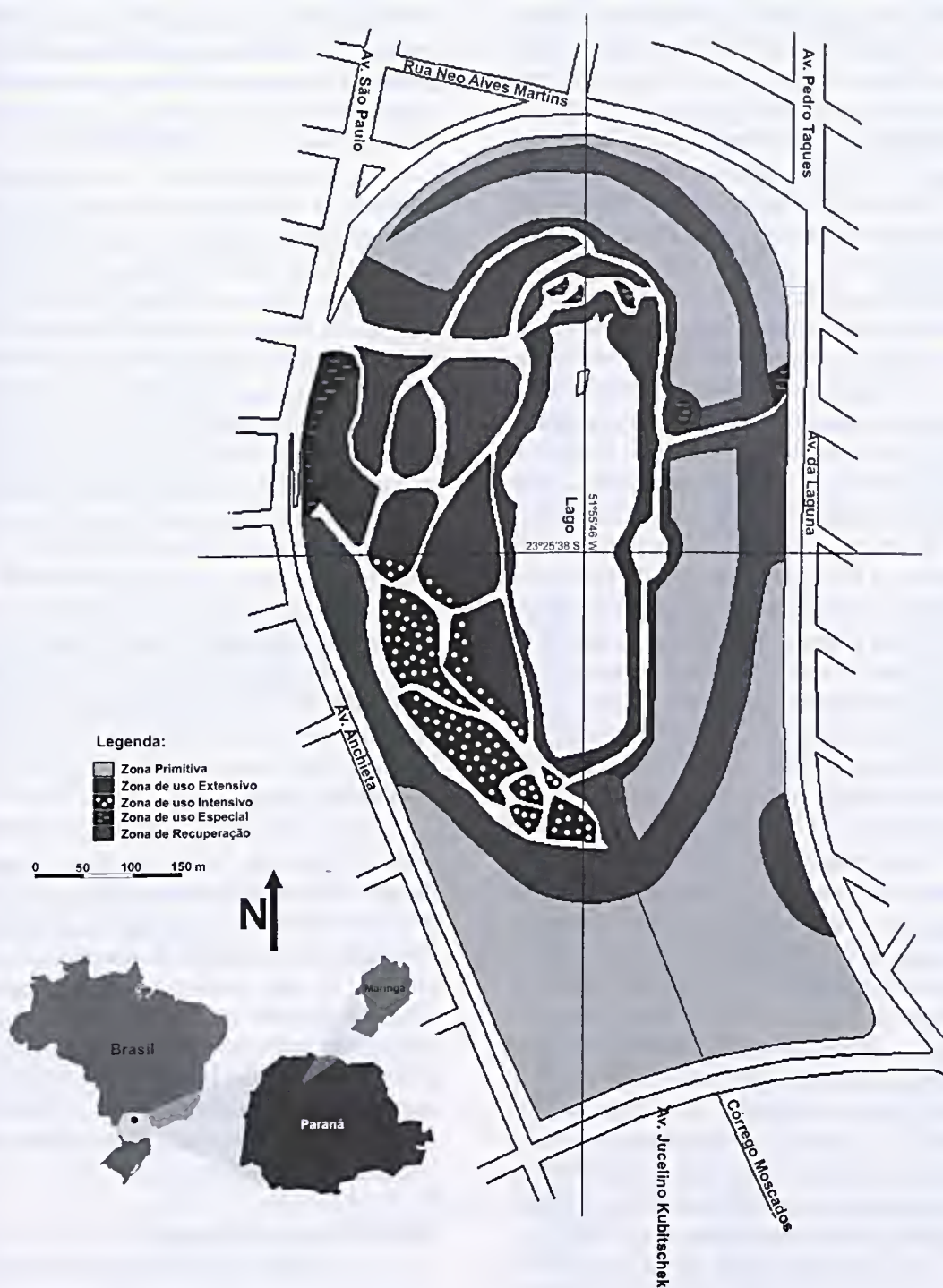



Figura 1 – Parque do Ingá, Maringá, Paraná, Brasil, e áreas do zoneamento (Modificado de: Prefeitura Municipal 1994).

A identificação das famílias seguiu APGII (2003) para as angiospermas e de Tryon & Tryon (1982) para as pteridófitas. Viscaceae, incluída por APGII (2003) em Santalaceae, foi tratada como família seguindo os recentes estudos de filogenia do grupo (Der & Nickrent 2008). As espécies levantadas foram classificadas em categorias ecológicas, de acordo com a relação epífita-forófito baseado nas categorias definidas por Benzing (1990). Baseando-se nas observações de campo e nas informações bibliográficas (Madison 1977; Waechter 1992), também foram classificadas segundo a síndrome de dispersão de seus frutos, sementes ou esporos.

Dois tipos de estudo foram realizados: 1) estudo qualitativo, no qual foram registradas todas as espécies encontradas durante o período de estudo, 2) estudo quantitativo, onde foram escolhidas ao acaso, em campo, um total de 90 árvores com no mínimo 15 cm de diâmetro a 1,5 m de altura do solo (DAP), no mínimo 10 m distantes entre si. Para minimizar o efeito da preferência pela árvore, depois de selecionada a primeira árvore, foi realizado um sorteio da próxima direção a ser tomada, sendo incluída na análise a próxima árvore encontrada depois de percorridos, no mínimo, dez metros. Foram escolhidas 30 árvores em 'Zona Primitiva', 30 em 'Zona de Uso Extensivo' e 30 em 'Zona de Uso Intensivo', delimitadas de acordo com o plano de manejo do parque (Fig. 1). A 'Zona Primitiva' compreende áreas naturais pouco alteradas no contexto geral do parque, e que se destinam à manutenção do remanescente florestal; a 'Zona de Uso Extensivo' compreende áreas naturais alteradas que se caracterizam pela limitada circulação dos visitantes do parque e realização de atividades; e a 'Zona de Uso Intensivo' constitui-se basicamente por áreas alteradas, onde se concentram grande parte das atividades e serviços realizados no parque (Prefeitura Municipal de Maringá 1994).

Os forófitos foram divididos em três estratos para a análise da distribuição vertical das epífitas: fuste baixo (até 1,5 m do solo), fuste alto (de 1,5 m do solo até a base da copa) e copa, nos quais foram registradas todas as epífitas vasculares ocorrentes. Para cada espécie foi atribuída uma nota referente à sua respectiva abundância, modificado de Kersten & Silva (2002), considerando-se, neste caso, o número aproximado de indivíduos ou módulos: 1) um ou poucos indivíduos isolados; 2) agrupamentos mais extensos ou diversos indivíduos isolados; 3) vários indivíduos.

Foram calculadas as freqüências absolutas de ocorrência nos estratos (FAr) e nos indivíduos forofíticos (FAi), enquanto o valor de importância epifítico (VIE) foi calculado com base nas notas atribuídas às epífitas. As fórmulas empregadas para estas análises foram as seguintes (Kersten & Silva 2002): $FAr = (nr.na^{-1}).100$; $FAi = (ni.nt^{-1}).100$; $VIE = [vt.(Óvt)^{-1}].100$, onde nr = número de regiões com ocorrência da espécie epifítica; na = número total de regiões amostradas; ni = número de forófitos com a ocorrência da espécie; nt = número total de indivíduos; vt = somatória das notas obtidas pela espécie de acordo com sua respectiva abundância.

A partir dos dados do valor de importância epifítico, foi calculado o Índice de Diversidade de Shannon (H') (Margalef 1958) e Índice de Eqüidade de Pielou (J') (Odum 1988) para o Parque do Ingá (90 forófitos) e para cada Zona (30 forófitos cada).

Para a análise da similaridade florística entre as Zonas do Parque do Ingá e entre o Parque do Ingá e as demais áreas sob domínio de Floresta Estacional do Brasil, foi utilizado o Índice de Similaridade de Jaccard (Sj). A análise de agrupamento (pelo método UPGMA, baseado no Sj) foi realizada com o auxílio do software PAST (Hammer *et al.* 2001), considerando somente os grupos estudados em comum entre todos os autores e as espécies determinadas especificamente, com atualização das sinonímias.

Resultados e Discussão

No levantamento florístico foram registradas 29 espécies de epífitas vasculares, distribuídas em oito famílias (Tab. 1).

As famílias Bromeliaceae e Cactaceae possuem o maior número de representantes epífitos (24% e 21%, respectivamente), seguidas

Tabela 1 – Lista de espécies epífitas na área de Floresta Estacional Semidecidual do Parque do Ingá, Maringá, Paraná, Brasil, e suas categorias ecológicas (EPA = epífitas acidentais; EPF = epífitas facultativas; EPV = epífitas verdadeiras; HME = hemiepífitas e HMP = hemiparasitas), síndromes de dispersão de diásporos (ANEM = anemocoria, ENDO = endozoocoria, EXOZ = exozoocoria) e número de registro do material de referência no HUEM.

FAMÍLIA/ESPÉCIE	Categoria Ecológica	Síndrome de Dispersão	HUEM
ARACEAE			
Philodendron bipinnatifidum Schott *ex* Endl	HME	ENDO	12131
Syngonium affine Schott	HME	ENDO	11963
BROMELIACEAE			
Acanthostachys strobilacea (Schult.) Klotz.	EPV	ENDO	-
Aechmea distichantha Lem.	EPF	ENDO	12110
Aechmea recurvata (Klotzsch) L.B. Sm.	EPV	ENDO	-
Billbergia zebrina (Herb.) Lindl.	EPV	ENDO	11954
Tillandsia recurvata (L.) L.	EPV	ANEM	11924
Tillandsia pohliana Mez	EPV	ANEM	11956
Tillandsia tricholepis Baker	EPV	ANEM	11952
CACTACEAE			
Epiphyllum phyllanthus (L.) Haw.	EPV	ENDO	11950
Lepismium cruciforme (Vell.) Miq.	EPV	ENDO	11622
Lepismium warmingianum (Schum.) Bart.	EPV	ENDO	11920
Rhipsalis baccifera (J. S. Mueller) Stearn	EPV	ENDO	11962
Rhipsalis cereuscula Haw.	EPV	ENDO	11919
Rhipsalis sulcata Web.	EPV	ENDO	11624
COMMELINACEAE			
Tradescantia zebrina Heynh	EPA	EXOZ	11959
ORCHIDACEAE			
Campylocentrum sp.	EPV	ANEM	-
Miltonia flavescens Lindl.	EPV	ANEM	11964
Trichocentrum pumilum (Lindl.) M.W.Chase & N.H.Williams	EPV	ANEM	11958
PIPERACEAE			
Peperomia catharinae Miq.	EPV	EXOZ	11960
Peperomia circinnata Link.	EPV	EXOZ	11957
POLYPODIACEAE			
Microgramma squamulosa (Kaulf.) de la Sota	EPV	ANEM	11953
Microgramma vacciniifolia (Langsd. & Fisch.) Copel.	EPV	ANEM	11921
Pleopeltis angusta Humb. & Bonpl. *ex* Willd.	EPV	ANEM	11951
Polypodium polypodioides (L.) Watt	EPV	ANEM	11922
VISCACEAE			
Phoradendron acinacifolium Mart.	HMP	ENDO	11834
Phoradendron linearifolium Eichl.	HMP	ENDO	11836
Phoradendron piperoides (H. B. K.) Nutt.	HMP	ENDO	11835
Phoradendron rubrum (L.) Griseb.	HMP	ENDO	-

por Polypodiaceae e Viscaceae (14% cada), Orchidaceae (10%), Araceae e Piperaceae (7% cada) e Commelinaceae (3%).

De acordo com Dislish (1996), na maioria das floras epifíticas conhecidas nos trópicos americanos, Orchidaceae é a família mais importante, seguida por Pteridophyta, Bromeliaceae e Araceae, sendo que este padrão é independente da pluviosidade. Na região da Planície Costeira do Rio Grande do Sul, por exemplo, Waechter (1992) encontrou cerca de 50% das espécies pertencentes à Orchidaceae, de um total de 250 espécies levantadas. Em adição, em áreas preservadas sob o domínio de Floresta Estacional Semidecidual, Orchidaceae também é citada como a família mais rica em número de espécies (Borgo *et al.* 2002; Breier 2005; Cervi & Borgo 2007; Dislich & Mantovani 1998; Tomazini 2003). No entanto, este padrão não foi observado na composição florística de epífitas vasculares do Parque do Ingá, sendo mais numerosas as famílias Bromeliaceae e Cactaceae, que juntas representam cerca de 50% das espécies amostradas. Orchidaceae foi representada por apenas três espécies (10%).

Isso provavelmente denota o impacto antrópico ao qual este fragmento florestal foi submetido nas últimas seis décadas, tanto por torná-lo isolado das demais áreas de floresta nativa, impedindo assim a recolonização por espécies nativas, como pela retirada excessiva de representantes de Orchidaceae, por seu grande valor ornamental. Outro fator a ser considerado, decorrente da fragmentação da área, é a mudança dos níveis de umidade, fator este que tem impacto direto sobre a sobrevivência e colonização de espécies de orquídeas epífitas (Benzing 1990; Partomihardjo 2003). Pinto *et al.* (1995) registraram a ausência desta família em um pequeno fragmento de floresta altamente alterado no município de Jaboticabal (SP), onde possivelmente os mesmos fatores citados para o Parque do Ingá estejam atuando.

Viscaceae é pouco citada em levantamentos de epífitas vasculares devido ao modo de vida hemiparasítico de seus representantes (Aguiar *et al.* 1981; Breier 2005). No Parque do Ingá esta família esteve representada por quatro espécies, todas pertencentes ao gênero *Phoradendron*.

Além das espécies citadas na Tabela 1, ocorreram outras três espécies de epífitas vasculares na área estudada: *Selenicereus anthonyanus* (Alexander) D.R. Hunt. e *Hylocereus undatus* (Haw.) Britton & Rose (Cactaceae) e *Dendrobium nobile* Lindl. (Orchidaceae). Todas são exóticas e introduzidas nas áreas intensamente visitadas do Parque do Ingá, não sendo encontradas em outros locais. Por outro lado, as espécies também exóticas, consideradas neste estudo, *Syngonium affine* e *Tradescantia zebrina* são encontradas em todas as Zonas do Parque, inclusive nas mais preservadas, indicando-as como colonizadoras e possivelmente espécies adventícias.

De acordo com as categorias ecológicas propostas por Benzing (1990), baseadas na relação com o forófito, a maioria das espécies observadas constitui-se de epífitas verdadeiras, representadas por 21 espécies (73%). As hemiparasitas foram representadas por quatro espécies (14%), as hemiepífitas por duas espécies (7%), e as epífitas facultativas e acidentais por uma espécie cada (3%).

A participação das categorias ecológicas de epífitos vasculares é muito semelhante às encontradas em outros levantamentos, com predominância de epífitas verdadeiras sobre as demais categorias (Aguiar *et al.* 1981; Borgo *et al.* 2002; Borgo & Silva 2003; Breier 1999, 2005; Cervi *et al.* 1988; Cervi & Borgo 2007; Dislich & Mantovani 1998; Dittrich *et al.* 1999; Giongo & Waechter 2004; Gonçalves & Waechter 2003; Kersten & Silva 2001, 2002; Rogalski & Zanin 2003; Tomazini 2003; Waechter 1986, 1992, 1998).

A síndrome de dispersão de diásporos predominante é a endozoocoria, presente em 16 espécies (56%). Dez espécies (34%) apresentam-se anemocóricas e três espécies (10%) exozoocóricas. Esta proporção na síndrome de dispersão dos diásporos difere da encontrada em estudos da flora epifítica em áreas mais preservadas, onde a anemocoria

Tabela 2 – Lista de espécies epífitas na área de Floresta Estacional Semidecidual do Parque do Ingá, Maringá, Paraná, Brasil, classificadas segundo o valor de importância epifítica (ne = número absoluto de ocorrência de estratos, FAr = Freqüência absoluta nos estratos, ni = número absoluto de ocorrência nos indivíduos forofíticos, FAi = Freqüência absoluta nos indivíduos forofíticos, VIE = valor de importância epifítico).

Espécie	ne	FAr (%)	ni	FAi (%)	VIE
Pleopeltis angusta	99	36,67	59	65,56	19,43
Polypodium polypodioides	55	20,37	36	40,00	11,05
Tillandsia tricholepis	58	21,48	35	38,89	10,87
Rhipsalis cereuscula	41	15,19	27	30,00	9,09
Lepismium cruciforme	34	12,59	26	28,89	7,31
Tillandsia recurvata	49	18,15	24	26,67	7,31
Lepismium warmingianum	28	10,37	21	23,33	6,95
Epiphyllum phyllanthus	29	10,74	26	28,89	6,77
Microgramma squamulosa	23	8,52	18	20,00	6,06
Tillandsia pohliana	29	10,74	21	23,33	5,53
Phoradendron linearifolium	4	1,48	4	4,44	1,78
Miltonia flavescens	5	1,85	4	4,44	1,43
Aechmea recurvata	4	1,48	4	4,44	1,25
Aechmea distichantha	5	1,85	4	4,44	1,07
Philodendron bipinnatifidum	4	1,48	3	3,33	1,07
Rhipsalis baccifera	3	1,11	3	3,33	0,89
Peperomia circinnata	3	1,11	2	2,22	0,53
Syngonium affine	2	0,74	1	1,11	0,53
Microgramma vacciniifolia	2	0,74	1	1,11	0,36
Tradescantia zebrina	2	0,74	1	1,11	0,36
Bilbergia zebrina	1	0,37	1	1,11	0,18
Trichocentrum pumilum	1	0,37	1	1,11	0,18

predomina sobre as demais categorias, devido principalmente à alta representatividade de Orchidaceae (Tomazini 2003; Waechter 1992). Por outro lado, a presença de espécies epífitas com dispersão endozoocórica torna-se relevante na área de estudo, dado que muitas espécies animais dependem deste recurso alimentar ao longo do ano, tornando esta área uma mantenedora da diversidade faunística em ambiente urbano e também possibilitando a dispersão destas espécies de epífitas para outros fragmentos existentes na cidade.

Estudo Quantitativo

Foram encontradas 22 espécies de epífitas vasculares, distribuídas em oito famílias, representando 76% das espécies listadas no estudo qualitativo (Tab. 2). Num total de 90 árvores amostradas, 10 delas (11%) não apresentaram epífitas. A média de DAP das árvores analisadas foi de 42,3 cm, com diâmetros variando entre 18 e 95 cm. O índice de diversidade de Shannon estimado para a amostra foi de H'=1,106 e a eqüidade J'=0,824. O índice de diversidade encontrado para a área de estudo é bastante baixo

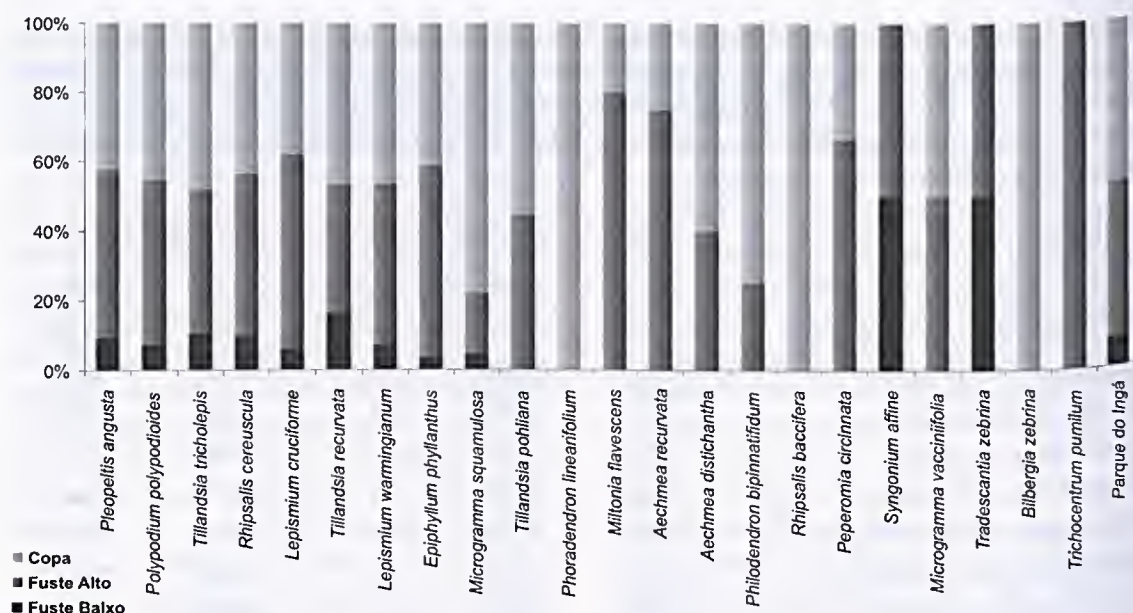



Figura 2 – Epífitas vasculares observadas no Estudo Quantitativo na área de Floresta Estacional Semidecidual do Parque do Ingá, município de Maringá, Paraná, Brasil, de acordo com sua distribuição vertical no forófito.

em relação aos demais estudos desta sinúsia no sul do Brasil (Waechter 1992, 1998; Kerten & Silva 2001, 2002). Entretanto, deve ser ressaltado que em tais estudos foram utilizados diferentes métodos para a obtenção do seu valor.

Pleopeltis angusta destacou-se como a espécie mais importante, com valor de importância epifítica (VIE) de 19,43 (Tab. 2). Esta espécie ocorreu em 66% dos forófitos e 37% dos estratos, sendo que sua presença no fuste alto e copa foi de 48 e 42%, respectivamente (Fig. 2). Kesten & Silva (2002) encontraram esta espécie como segunda mais importante em área de floresta ombrófila mista aluvial do rio Barigüi (PR).

A segunda espécie mais importante neste estudo é *Polypodium polypodioides* com VIE igual a 11,05, ocorrendo em 40% do forófitos e 20% dos estratos. Esta espécie foi predominante no fuste alto (47%) e copa (45%) (Fig. 2).

A terceira espécie com o VIE acima de dez foi *Tillandsia tricholepis* (VIE=10,87), amostrada em 39% dos indivíduos forofíticos e em 21% dos estratos, sendo sua presença de 49% na copa e 41% no fuste alto. Com VIE igual a 9,09, *Rhipsalis cereuscula* foi amostrado em 30% dos forófitos e 15% dos estratos. Sua presença foi de 46% no fuste alto e 44% na copa.

Lepismium cruciforme e *Tillandsia recurvata* obtiveram o mesmo VIE (7,31), a primeira ocorrendo em 29% dos estratos e 13% dos forófitos, a segunda em 27% dos estratos e 18% dos forófitos. Respectivamente, tiveram abundância de 56 e 37% no fuste alto e 38 e 47% na copa, como demonstrado na Figura 2.

Lepismium warmingianum, *Epiphyllum phyllanthus*, *Microgramma squamulosa* e *Tillandsia pohliana* obtiveram VIE próximos (entre 5,53 e 6,95), sendo mais abundantes tanto no fuste alto quanto na copa dos forófitos (Fig. 2).

O restante das espécies de epífitas vasculares amostradas obteve VIE inferior a 1,8, e em conjunto representaram 9,63 do VIE, sendo suas freqüências e distribuição vertical variável, conforme apresentado na Tabela 2 e Figura 2, respectivamente.

As famílias mais importantes foram Polypodiaceae, Cactaceae e Bromeliaceae, que juntas compõe aproximadamente 94% do VIE da amostra, sendo seus respectivos valores de importância epifítica igual a 36,90; 31,02 e

26,20. A dominância destas famílias deve-se principalmente às características adaptativas de suas espécies. Tryon (1970) propôs que, aliada à grande plasticidade fenotípica de seus esporos, a ampla distribuição de algumas espécies de Polypodiaceae relaciona-se com a facilidade de dispersão anemocórica de tais estruturas reprodutivas, podendo ser levados à longas distâncias; além de permanecerem viáveis por um período de tempo considerável. Tais características também foram observadas nas Bromeliaceae, principalmente nas espécies de *Tillandsia*, cujas sementes também são anemocóricas, podendo atingir longas distâncias da planta mãe, o que certamente explica sua ampla dispersão no Parque do Ingá.

Quanto à distribuição vertical, em média, 47% das espécies de epífitas ocorreram na copa dos forófitos, seguidos de 45% no fuste alto e 8% no fuste baixo, como observado na Figura 2.

O número de espécies epífitas por forófito variou de zero a 11 no Parque do Ingá, com uma média de 3,4 epífitas por forófito. Entre as áreas do zoneamento do Parque, a média de epífitas por forófito foi de 3,0 na Zona Primitiva (ZP), 3,6 na Zona de Uso Extensivo (ZUE) e de 4,0 na Zona de Uso Intensivo (ZUI).

As áreas de zoneamento do Parque do Ingá apresentam similaridades superiores a 55% entre si, sendo de 64% entre a ZUE e ZP, 61% entre ZUE e ZUI e de 55% entre a ZUI e a ZP.

Algumas espécies são restrita à apenas uma das áreas, enquanto outras, geralmente as mais abundantes, são encontradas em todas as áreas, como as três espécies de Polypodiaceae encontradas, Cactaceae (*Epiphyllum phyllanthus*, *Lepismium cruciforme*, *L. warmingianum* e *Rhipsalis cereuscula*) e Bromeliaceae (*Tillandsia pohliana*, *T. recurvata* e *T. tricholepis*) (Tab. 3). No entanto, essas áreas diferem quanto ao valor de importância epifítico de suas espécies, como observado na Tabela 4.

Em vista disso, percebe-se uma zonação das espécies de epífitas vasculares do Parque do Ingá, determinada pelas exigências morfofisiológicas das espécies e nível de distúrbio antrópico.

Na Zona de Uso Intensivo há maior abundância de espécies heliófitas, como por exemplo, as três espécies de *Tillandsia* que tiveram maior VIE nesta área, provavelmente devido à maior luminosidade promovida pela rarefação de espécies arbóreas nesta área e pela maior facilidade de dispersão de suas sementes plumosas em ambientes abertos. Assim, estas espécies poderiam ser utilizadas como bioindicadores de fragmentos alterados, tal como sugerido por Barthlott *et al.* (2001) para florestas montanas dos Andes venezuelanos. Os autores encontraram, em ambientes alterados, maior diversidade e abundância de bromélias epífitas (todas da subfamília Tillandsioideae) que nas florestas primárias.

Na Zona Primitiva e Zona de Uso Extensivo a mata ainda conserva características originais da Floresta Estacional Semidecidual, o que proporciona um dossel fechado, que impede a entrada de alta luminosidade e favorece uma umidade maior, beneficiando espécies epífitas tolerantes ou exigentes de baixas taxas de luminosidade, como algumas espécies de Polypodiaceae (*Microgramma squamulosa*), de Cactaceae (*L. cruciforme*, *L. warmingianum*, *R. cereuscula*, *E. phyllanthus*) e Araceae. Barthlott *et al.* (2001) destacam a grande abundância de espécies de pteridófitas e orquídeas em florestas primárias, cuja presença em áreas secundárias pode reduzir-se em até 60%, no caso de Orchidaceae. As espécies de Polypodiaceae, encontradas neste estudo, *Pleopeltis angusta* e *Polypodium polypodioides*, seriam uma exceção à regra, pois apresentam importância relativamente alta nas três zonas; tal evento deve-se, possivelmente, ao fato destas espécies serem poiquiloídricas e passíveis de competição nos ambientes onde a umidade relativa do ar é baixa, como na Zona de Uso Intensivo.

Essas três áreas também diferem quanto à riqueza de espécies (S): 12 na ZUI, 17 na ZUE e 19 espécies na ZP. O índice de Shanonn foi maior na ZP e ZUE (1,111 e 1,047, respectivamente) e menor na ZUI (0,963), nesta porém, a eqüidade foi maior (0,892) quando comparada com as demais áreas (0,869

Tabela 3 – Valor de importância epifítico (VIE) de espécies encontradas no Estudo Quantitativo na área de Floresta Estacional Semidecidual do Parque do Ingá, Maringá, Paraná, Brasil, distribuídas conforme zoneamento (ZUI = Zona de Uso Intensivo, ZUE = Zona de Uso Extensivo, ZP = Zona Primitiva).

	VIE (%)		
Espécies	**ZUI**	**ZUE**	**ZP**
Pleopeltis angusta	20,10	16,76	21,51
Polypodium polypodioides	10,78	13,51	8,72
Tillandsia tricholepis	18,14	6,49	6,98
Rhipsalis cereuscula	3,92	13,51	10,47
Lepismium cruciforme	5,39	8,65	8,14
Tillandsia recurvata	14,71	4,32	1,74
Lepismium warmingianum	2,45	12,97	5,81
Epiphyllum phyllanthus	3,92	8,65	8,14
Microgramma squamulosa	4,41	4,86	9,30
Tillandsia pohliana	10,78	3,24	1,74
Phoradendron linearifolium	4,41	0,54	0,00
Miltonia flavescens	0,00	0,00	4,65
Aechmea recurvata	0,00	1,08	2,91
Aechmea distichantha	0,00	0,54	2,91
Philodendron bipinnatifidum	0,00	2,16	1,16
Rhipsalis baccifera	0,00	1,62	1,16
Peperomia circinnata	0,98	0,00	0,58
Syngonium affine	0,00	0,00	1,74
Microgramma vacciniifolia	0,00	0,00	1,16
Tradescantia zebrina	0,00	0,00	1,16
Bilbergia zebrina	0,00	0,54	0,00
Trichocentrum pumilum	0,00	0,54	0,00

Tabela 4 – Sumário da abundância e riqueza de espécies do Parque do Ingá, Maringá, Paraná, Brasil (S = riqueza de espécies, H' = Índice de Shannon, J' = Eqüidade de Pielou).

	Zona de Uso Intensivo	**Zona de Uso Extensivo**	**Zona Primitiva**	**Parque do Ingá**
S	12	17	19	22
H'	0,963	1,047	1,111	1,106
J'	0,892	0,851	0,869	0,824

e 0,851, respectivamente) (Tab. 4). Este fato é similar ao encontrado em estudos anteriores em outras áreas de florestas tropicais americanas, especialmente o estudo de Barthlott *et al.* (2001), onde os autores verificaram o declínio de espécies epífitas de acordo com o grau de distúrbio de uma floresta secundária, com 65 espécies nas áreas mais preservadas e apenas sete espécies em áreas altamente alteradas. Vale ressaltar, entretanto, que os autores citados utilizaram uma área maior de estudo (aproximadamente 120 ha) em relação ao presente estudo (47,3 ha) e diferente método de levantamento da flora. Os autores atribuem a menor diversidade e abundância de epífitas vasculares em áreas alteradas à perda da complexidade estrutural das florestas primárias, no que diz respeito a abundância de microclimas ao longo dos estratos dos forófitos e à perda de forófitos de grande porte que sustentam grande quantidade de espécies.

Os ambientes perturbados são mais secos e ensolarados que o ambiente original, restringindo a colonização da maioria das espécies epífitas, altamente dependente da alta saturação de vapor d'água, favorecendo espécies heliófitas (Barthlott *et al.* 2001; Hiertz 1997). Por outro lado, é conhecido o fato de que muitas espécies epífitas têm crescimento lento, principalmente espécies de Orchidaceae, cujo período pode atingir até 30 anos (Hietz 1997; Zotz 1995), tornando a colonização das áreas alteradas um processo extremamente lento.

Em relação à riqueza de espécies, a área estudada apresenta um número baixo de espécies, principalmente se comparada com a riqueza de regiões sob domínio da Floresta Atlântica, Floresta Ombrófila Mista e regiões costeiras do Brasil (Borgo & Silva 2003; Breier 1999, 2005; Cervi *et al.* 1988; Dittrich *et al.* 1999; Giongo & Waechter 2004; Gonçalves & Waechter 2003; Kersten & Silva 2001, 2002; Waechter 1986, 1992, 1998), todas com níveis de pluviosidade e umidade relativamente maiores que a área estudada. Ressalta-se aqui também que a região de Maringá, área deste estudo, apresenta uma estação seca definida, entre os meses de maio e julho (Anjos *et al.* 2001). Bigarella & Mazuchowski (1985) já haviam afirmado que a baixa umidade relativa do ar na região noroeste do Paraná inibe uma maior ocorrência de epífitos, devido à elevada evapotranspiração, limitando a sobrevivência nos períodos de precipitação deficiente. Este fato é endossado por Tomazini (2003) para a vegetação epifítica do Alto Rio Paraná, embora as áreas amostradas pela autora possam ter influência, principalmente de umidade, do rio Paraná.

A área do Parque do Ingá apresentou maior similaridade florística (aproximadamente 34%) com área remanescente situada na Estação Ecológica Cactetus, no município de Gália (SP) (Breier 2005) e com as áreas do Alto Rio Paraná (Tomazini 2003) e Jaboticabal (SP) (Pinto *et al.* 2005) (Fig. 3). As áreas situadas em Marcelino Ramos (Rogalski & Zanin 2003), PEVR Fênix (Borgo *et al.* 2002) e Parque Nacional do Iguaçu (Cervi & Borgo 2007) formam um grupo onde predominam as maiores umidades relativas, que provavelmente

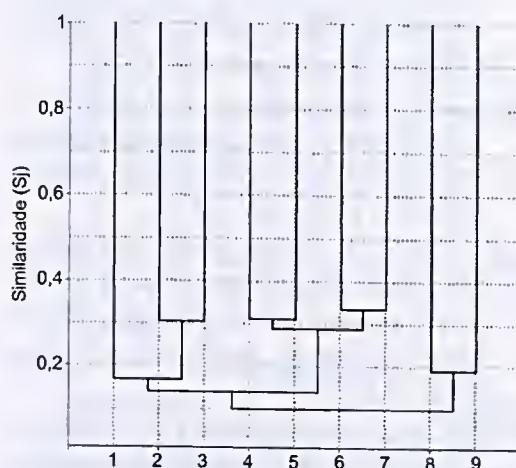



Figura 3 – Dendrograma da análise de agrupamento (UPGMA) entre o componente epifítico vascular de diversas áreas do Sudeste e Sul do Brasil sob domínio de Floresta Estacional (1 = Marcelino Ramos, RS (Rogalski & Zanin 2003); 2 = PEVR Fênix, PR (Borgo *et al.* 2002); 3 = Parque Nacional do Iguaçú, PR (Cervi & Borgo 2007); 4 = Jaboticabal, SP (Pinto *et al.* 1995); 5 = Alto Rio Paraná, PR (Tomazini 2003); 6 = Estação Ecológica Caetetus, SP (Breier 2005); 7 = Parque do Ingá, PR (este estudo); 8 = Montenegro/Triunfo, RS (Aguiar *et al.* 1981); 9 = C.U.A.S.O. São Paulo, SP (Dislich & Mantovani 1998)).

possibilitam a ocupação por espécies similares. Embora o PEVR Fênix (354ha) e o Parque do Ingá (47,3ha) estejam situados geograficamente mais próximos (cerca de 50 km), apresentam baixa similaridade florística, provavelmente devido à menor área do Parque do Ingá e ao melhor estado de conservação do PEVR Fênix (Borgo *et al.* 2002).

Agradecimentos

As autoras agradecem o auxílio prestado, durante as coletas, por Ângela Maria Marques Sanches, do programa de pós-graduação em Ecologia de Ambientes Aquáticos Continentais/Nupélia-UEM e Francisco Calixto, funcionário do Parque Ecológico/UEM; e à bióloga Érica Duarte pela revisão do abstract.

Referências Bibliográficas

Aguiar, L. W.; Citadini-Zanette, V.; Martau, L. & Backes, A. 1981. Composição florística de epífitos vasculares numa área localizada nos municípios de Montenegro e Triunfo, Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia Serie Botânica 28: 55-93.

Anjos, I. B.; Martins, M. L. O. F. & Nery, J. T. 2001. Estudo da precipitação pluviométrica e balanço hídrico em Maringá. Boletim de Geografia 19(1): 115-128.

APG II. 2003. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. Botanical Journal of the Linnean Society 141: 399-436.

Barthlott, W.; Schmit-Neuerburg, V.; Nieder, J. & Engwald, S. 2001. Diversity and abundance of vascular epiphytes: a comparison of secondary vegetation and primary montane rain forest in the Venezuelan Andes. Plant Ecology 152: 145-156.

Benzing, D. H. 1990. Vascular epiphytes – General biology and related biota. Cambridge University Press, Cambridge, 354p.

Bigarella, J. J. & Mazuchowski, J. Z. 1985. Visão integrada da problemática da erosão. In: Livro guia: III Simpósio Nacional de Controle da Erosão, Maringá – PR. ABGE – Associação Brasileira de Geologia e Engenharia, ADEAM – Associação de Defesa e Educação Ambiental, Curitiba, 332p.

Borgo, M. & Silva, S. M. 2003. Epífitos vasculares em fragmentos de Floresta Ombrófila Mista, Curitiba, Paraná, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 26(3): 391-401.

______; Silva, S. M. & Petean, M. P. 2002. Epífitos vasculares em um remanescente de Floresta Estacional Semidecidual, município de Fênix, PR, Brasil. Acta Biologica Leopoldensia 24(2): 121-130.

Breier, T. B. 1999. Florística e ecologia de epífitos vasculares em uma floresta costeira do Sul do Brasil. Porto Alegre. Dissertação Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 83p.

______. 2005. O epifitismo vascular em florestas do Sudeste do Brasil. Campinas. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas, 139p.

Cervi, A. C.; Acra, L. A.; Rodrigues, L.; Train, S.; Ivanchechen, S. L. & Moreira, A. L. O. R. 1988. Contribuição ao conhecimento das epífitas (exclusive Bromeliaceae) de uma floresta de Araucária do Primeiro Planalto Paranaense. Ínsula 18: 75-82.

______ & Borgo, M. 2007. Epífitos vasculares no Parque Nacional do Iguaçu, Paraná (Brasil). Levantamento preliminar. Fontqueria 55(51): 415-422.

Der, J. P. & Nickrent, D. L. 2008. A molecular phylogeny of Santalaceae (Santalales). Systematic Botany 33: 107-116.

Dislich, R. & Mantovani, W. 1998. A flora de epífitas vasculares da Reserva da Cidade Universitária 'Armando de Salles Oliveira' São Paulo, Brasil. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 17: 61-83.

Dittrich, V. A. O.; Kozera, C. & Menezes-Silva, S. 1999. Levantamento florístico dos epífitos vasculares do Parque Barigüí, Curitiba, Paraná, Brasil. Iheringia Serie Botânica 52: 11-22.

Gentry, A. H. & Dodson, C. H. 1987a. Contribution of nontrees to species richness of a tropical rainforest. Biotropica 19(2): 149-156.

_____ & Dodson, C. H. 1987b. Diversity and biogeography of neotropical vascular epiphytes. Annals of Missouri Botanical Garden 74:205-233.

Giongo, C. & Waechter, J. L. 2004. Composição florística e estrutura comunitária de epífitos vasculares em uma floresta de galeria Depressão Central do Rio Grande do Sul. Revista Brasileira de Botânica 27(3): 563-572.

Gonçalves, C. N. & Waechter, J. L. 2003. Aspectos florísticos e ecológicos de epífitos vasculares sobre figueiras isoladas no norte da planície costeira do Rio Grande do Sul. Acta Botanica Brasilica 17(1): 89-100.

Hammer, Ö.; Harper, D. A. T.; & Ryan, P. D. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. Paleontologia Electronica 4(1): 9.

Hietz, P. 1997. Diversity and conservation of epiphytes in a changing environment. International Conference on Biodiversity and Bioresources: conservation and utilization. Pp. 23-27. Disponível em: http://www.iupac.org/symposia/proceedings/phuket97/hietz.html.

Hietz-Seifert, U.; Hietz, P. & Guevara, S. 1996. Epiphyte vegetation and diversity on remmant trees after forest clearance in southern Veracruz. Biological Conservation 75: 103-111.

Kersten, R. A. & Silva, S. M. 2001. Composição florística e estrutura do componente epifítico vascular em floresta da planície litorânea na Ilha do Mel, Paraná, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 24(2): 213-226.

_____. 2002. Florística e estrutura do componente epifítico vascular em floresta ombrófila mista aluvial do rio Barigüi, Paraná, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 25(3): 259-267.

Lugo, A. E. & Scatena, F. N. 1992. Epiphytes and climate change research in the Caribbean: a proposal. Selbyana 13: 123-130.

Madison, M. 1977. Vascular epiphytes: their systematic occurrence and salient features. Selbyana 5(2): 207-213.

Margalef, R. 1958. Information theory in Ecology. Genetic Systematic 3: 36-71.

Nadkarni, N. M. 1985. Epiphyte biomass and nutrient capital of a neotropical elfin forest. Biotropica 16(4): 249-256.

_____. 1988. Tropical rainforest ecology from a canopy perspective. *In:* Almeida, F. & Pringle, C. M. (eds.). Tropical rainforests: diversity and conservation. San Francisco, California Academy of Science and Pacific Division. American Association for the Advancement of Science, 306p.

_____. 1992. The conservation of epiphytes and their habitat: summary of a discussion at the international symposium on the biology and conservation of epiphytes. Selbyana 13: 140-142.

Nkongmeneck, B. A.; Lowman, M. D. & Atwood, J. T. 2002. Epiphyte diversity in primary and fragmented forests of Cameroon, Central Africa: a preliminary survey. Selbyana 23(1): 121-130.

Odum, E. P. 1988. Ecologia. Ed. Guanabara, Rio de Janeiro, 434p.

Partomihardjo, T. 2003. Colonisation of orchids on the Krakatau Islands. Telopea 10(1): 299-310.

Pinto, A. C. R.; Demattê, M. E. S. P. & Pavani, M. C. M. D. 1995. Composição florística de epífitas (Magnoliophyta) em fragmento de floresta no município de Jaboticabal, SP, Brasil. Científica 23(2): 283-289.

Prefeitura Municipal de Maringá. 1994. Plano de Manejo: Parque do Ingá. Prefeitura Municipal de Maringá, Maringá, 74p.

Richter, M. 1991. Methoden der Klimaindikation durch pflanzenmorphologische Merkmale in den Kordilleren der Neotropis. Die Erde 122: 267-289.

Rogalski, J. M. & Zanin, E. M. 2003. Composição florística de epífitos vasculares no estreito de Augusto César, Floresta Estacional Decidual do Rio Uruguai, RS, Brasil. Revista Brasileira de Botânica 26(4): 551-556.

Tomazini, V. 2003. Epífitas vasculares em vegetação ripária da planície alagável do alto Rio Paraná, Brasil. Dissertação Mestrado. Universidade Estadual de Maringá, Maringá, 85p.

Tryon, R. M. 1970. Development and evolution of Fern Floras of Oceanic Islands. Biotropica 2(2): 76-84.

______ & Tryon, A. 1982. Ferns and Allied Plants. Springer, New York, 857p.

Turner, I. M.; Tan, H. T. W.; Wee, Y. C.; Ibrahin, A. B.; Chew, P. T. & Corlett, R. T. 1994. A study of plant species extinction in Singapore: lessons for the conservation of tropical biodiversity. Conservation Biology 8(3): 705-712.

Waechter, J. L. 1986. Epífitos vasculares da mata paludosa do Faxinal, Torres, Rio Grande do Sul, Brasil. Iheringia Serie Botânica 34: 39-49.

______. 1992. O epifitismo vascular na planície costeira do Rio Grande do Sul. São Paulo. Tese de Doutorado. Universidade Federal de São Carlos, 162p.

______. 1998. Epifitismo vascular em uma floresta de restinga do Brasil subtropical. Revista Ciência e Natura 20: 43-66.

Zotz, G. 1995. How fast does an epiphyte grow? Selbyana 16: 150-154.

Estudo palinotaxonômico de espécies de *Schefflera* (Araliaceae) da Região Sudeste do Brasil

Pedro Fiaschi[1,3], *Maria Amelia Vitorino da Cruz-Barros*[2] & *Angela Maria da Silva Correa*[2]

Resumo

(Estudo palinotaxonômico de espécies de *Schefflera* (Araliaceae) da Região Sudeste do Brasil) Foi estudada a morfologia dos grãos de pólen de 18 espécies de *Schefflera* ocorrentes na Região Sudeste do Brasil: *S. angustissima*, *S. calva*, *S. capixaba*, *S. cordata*, *S. fruticosa*, *S. gardneri*, *S. glaziovii*, *S. longipetiolata*, *S. lucumoides*, *S. macrocarpa*, *S. malmei*, *S. morototoni*, *S. selloi*, *S. spruceana*, *S. succinea*, *S. villosissima*, *S. vinosa* e *Schefflera* aff. *varisiana*. Os grãos de pólen estudados são geralmente médios, raramente pequenos, com âmbito triangular a subtriangular, anguloaperturados, oblato-esferoidais a prolato-esferoidais, 3-colporados, exina reticulada heterobrocada ou rugulado-reticulada. Relações filogenéticas entre algumas das espécies estudadas são discutidas com base nos resultados obtidos.

Palavras-chave: Araliaceae, *Didymopanax*, grãos de pólen, *Schefflera*.

Abstract

(Palynotaxonomic study of southeastern Brazilian species of *Schefflera* (Araliaceae)) Morphological studies of the pollen grains of 18 species of *Schefflera* from Southeastern Brazil were carried out: *S. angustissima*, *S. calva*, *S. capixaba*, *S. cordata*, *S. fruticosa*, *S. gardneri*, *S. glaziovii*, *S. longipetiolata*, *S. lucumoides*, *S. macrocarpa*, *S. malmei*, *S. morototoni*, *S. selloi*, *S. spruceana*, *S. succinea*, *S. villosissima*, *S. vinosa* e *Schefflera* aff. *varisiana*. The pollen grains analysed are medium, rarely small, with triangular to subtriangular amb, anguloaperturate, oblate spheroidal to prolate spheroidal, 3-colporate, and reticulate heterobrochate or rugulate-reticulate ornamentation. Phylogenetic relationships among some of the studied species are discussed based on the obtained results.

Key words: Araliaceae, *Didymopanax*, pollen grains, *Schefflera*.

Introdução

Schefflera J.R.Forst. & G.Forst. é o maior gênero de Araliaceae, com 650–900 espécies distribuídas principalmente em regiões tropicais, especialmente em formações montanhosas como os Andes, montanhas da Malásia e Indonésia, Madagascar, ilhas da Melanésia e Planalto das Guianas (Frodin 1995a, 2004; Frodin & Govaerts 2003; Plunkett *et al.* 2005).

A circunscrição atual de *Schefflera* é inconsistente a partir de análises filogenéticas, uma vez que constitui um grupo polifilético composto por 900 espécies agrupadas em cinco linhagens evolutivas independentes, referidas como os clados Asiático (200–300 spp.), Neotropical (ca. 300 spp.), Africano-Madagascar (ca. 50 spp.), Pacífico (ca. 45 spp.) e *Schefflera sensu stricto* (8 spp., incluindo *S. digitata*, a espécie tipo do gênero) (Lowry *et al.* 2004, Plunkett *et al.* 2004, 2005). Das cerca de 300 espécies neotropicais de *Schefflera*, estima-se que 60 ocorram no Brasil, distribuídas em sua maioria no Planalto Central (principalmente ao longo da Cadeia do Espinhaço em Minas Gerais), Planalto das Guianas, e Mata Atlântica do Sudeste (Frodin 1993, 1995a, 1997; Fiaschi 2004; Fiaschi & Pirani 2005a, b, 2007).

Há poucos estudos taxonômicos recentes sobre as espécies brasileiras do gênero, dentre os quais destacam-se algumas monografias direcionadas a levantamentos florísticos de áreas restritas (Frodin 1995b, 1997; Jung 1981; Jung-Mendaçolli & Cabral 2000; Fiaschi & Pirani 2005c, 2007) ou descrições de espécies novas encontradas no país (Maguire *et al.* 1984; Frodin 1993; Fiaschi 2004; Fiaschi & Pirani 2005a, b; Fiaschi *et al.* 2008).

Apesar da enorme variabilidade macro-morfológica dos grãos de pólen dos representantes

Artigo recebido em 06/2008. Aceito para publicação em 11/2008.
[1]Department of Biology, Virginia Commonwealth University, Richmond, VA 23284-2012, U.S.A.
[2]Instituto de Botânica, C.P. 3005, 01061-970, São Paulo, SP, Brasil.
[3]Autor para correspondência: pedrofiaschi@hotmail.com

de *Schefflera* como um todo (*e.g.*, Tseng & Shoup 1978), ainda há poucos estudos abordando os aspectos taxonômicos da morfologia polínica das espécies brasileiras. Algumas exceções são os trabalhos de Salgado-Labouriau (1973), Shoup & Tseng (1977) e Melhem & Bissa (1985).

Este estudo visou analisar a morfologia polínica de espécies de *Schefflera* ocorrentes na Região Sudeste do Brasil, constituindo uma das primeiras contribuições para o reconhecimento dos tipos polínicos encontrados em espécies neotropicais do gênero.

Material e Métodos

Os grãos de pólen utilizados para a análise foram retirados de botões florais de flores perfeitas em pré-antese. Uma vez que duas das espécies estudadas (*S.* aff. *varisiana* e *S. spruceana*) possuem apenas flores perfeitas, decidiu-se incluir apenas grãos de pólen provenientes dessas flores no presente estudo.

As exsicatas das quais foram retirados os botões florais estão depositadas nos herbários BHCB, ESA, MBM, RB, SP, SPF, UB e UEC (acrônimos de acordo com Holmgren *et al.* 1990).

Para cada espécie foram estudados, sempre que possível, os grãos de pólen de cinco espécimes (seis em *Schefflera vinosa*). Um destes foi escolhido como material padrão (assinalado por um asterisco), no qual foram efetuadas todas as medidas e observações para a caracterização dos grãos de pólen. Os demais foram utilizados como material de comparação, para a verificação da variabilidade polínica de cada uma das espécies incluídas.

Material examinado

Schefflera angustissima (Marchal) Frodin. BRASIL. SÃO PAULO: Bananal, 1100m alt., 14.IV.2000, *A. Costa et al. 742* (SPF); Bertioga, s.d., *S. E. Martins 601* (SPF); *idem*, 10.XII.2000, *P. Fiaschi & A. Q. Lobão 528* (SPF)*; Pariquera-Açu, 24°40'33"S, 47°52'37"W, 12.XI.1995, *N. M. Ivanauskas 559* (ESA); São Paulo, Jardim Botânico, 23.IX.1931, *O. Handro 96* (SP).

S. calva (Cham.) Frodin & Fiaschi. BRASIL. MINAS GERAIS: Santana do Riacho, 11.I.1998, *J. R. Pirani et al. CFSC 11027* (SPF); São Roque de Minas, 15.XII.1998, *M. A. Farinaccio & E. M. Campos Filho 228* (SPF)*.

S. capixaba Fiaschi. BRASIL. ESPÍRITO SANTO: Cariacica, 20°17'28"S, 40°31'20"-40°31'55"W, 680-750m alt., 8.III.2001, *P. Fiaschi et al. 690* (SPF, holótipo)*.

S. cordata (Taub.) Frodin & Fiaschi. BRASIL. MINAS GERAIS: Diamantina, 18°07'S, 43°32'W, 18.VI.2000, *P. Fiaschi & F. N. Costa 314* (SPF)*.

S. fruticosa Fiaschi & Pirani. BRASIL. MINAS GERAIS: Jaboticatubas, 15.VI.2000, *P. Fiaschi & F. N. Costa 286* (SPF, holótipo)*; *idem*, 12.II.1996, *N. Roque et al. 104* (SPF).

S. gardneri (Seem.) Frodin & Fiaschi. BRASIL. MINAS GERAIS: Gouveia, 18°36'S, 43°54'W, IV.1982, *A. Furlan et al. CFCR 3224* (SPF); Itacambira, 17°04'57"S, 43°18'45"W, 1300m alt., 17.V.1998, *J. R. Pirani et al. 4383* (SPF); Joaquim Felício, 31.VIII.1985, *T. B. Cavalcanti et al. CFCR 8073* (SPF)*.

S. glaziovii (Taub.) Frodin & Fiaschi. BRASIL. MINAS GERAIS: Santana de Pirapama, 18°55'S, 43°54'W, 20.VI.2000, *P. Fiaschi & F. N. Costa 330* (SPF); Santana do Riacho, 19°04'S, 43°42'W, 1090m alt., 5.III.1998, *J. R. Pirani et al. 4247* (SPF)*; *idem*, 21.VI.2000, *P. Fiaschi & F. N. Costa 343* (SPF).

S. longipetiolata (Pohl *ex* DC.) Frodin & Fiaschi. BRASIL. MINAS GERAIS: Descoberto, 23.II.2001, *P. Fiaschi & Castro 617* (SPF)*; Matão, 23.IX.1984, *P. M. Andrade & M. A. Lopes 348* (BHCB); *idem*, 20.XI.1984, *P. M. Andrade & M. A. Lopes 511* (BHCB). Rio de Janeiro: Santa Maria Madalena, 21°58'S, 41°58'W, 700-800m alt., 26.VI.1987, *C. Farney et al. 1444* (RB); *idem*, California-Valerio (Cachoeiras), 20.VI.1922, *J. G. Kuhlmann s.n.* (RB 21344).

S. lucumoides (Decne. & Planch. *ex* Marchal) Frodin & Fiaschi. BRASIL. MINAS GERAIS: Itabira do Campo, 8.III.1994, *W. A. Teixeira s.n.* (BHCB 26131)*; *idem*, 20°14'S, 43°48'W, 1300 m alt., 14.XI.1987, *R. F. Pinto s.n.* (BHCB 11726); *idem*, 24.X.1994, *W. A. Teixeira s.n.* (BHCB 26039).

S. macrocarpa (Cham. & Schltdl.) Frodin. BRASIL. BAHIA: Caetité, 14°08'48"S, 42°32'29"W, 960 m alt., 11.II.1997, *M. L. Guedes et al. PCD 5421* (SPF). DISTRITO FEDERAL: 7.IV.2000, *C. Proença et al. 2162* (SPF). GOIÁS: Itameri, 17°03'15"S, 47°45'02"W, 900m alt., 31.I.2000, *P. Fiaschi & A. C. Marcato 140* (SPF)*. MINAS GERAIS: Santana do Riacho, 18.II.1982, *A. M. Giulietti et al. CFSC 7909* (SPF).

S. malmei (Harms) Frodin. BRASIL. MATO GROSSO: Tangará da Serra, 14°23'S, 58°18'W, 1.IX.1986, *M. M. Santos 203* (MBM)*.

S. morototoni (Aubl.) Maguire, Steyermark & Frodin. BRASIL. SÃO PAULO: I.1884, *J. Saldanha 8517* (R)*.

S. selloi (Marchal) Frodin & Fiaschi. BRASIL. BAHIA: Belmonte, 12.I.1985, *L. A. Mattos-Silva et al. 1807* (UEC); Maraú, 17.I.1967, *R. P. Belém & R.S. Pinheiro 3154* (UEC). ESPÍRITO SANTO: Guarapari, 20°32'53"S, 40°23'34"W, 20-25m alt., 5.III.2001, *P. Fiaschi et al. 640* (SPF)*; Vila Velha, 14.I.1975, *A. L. Peixoto et al. 379* (RB).

S. spruceana (Seem.) Maguire, Steyermark & Frodin. BRASIL. AMAZONAS: São Felipe, 23.IX.1952, *R. L. Fróes 28702* (SP)*.

S. succinea Frodin & Fiaschi. BRASIL. RIO DE JANEIRO: Nova Friburgo, 22°00'S, 42°03'W, 1100 m alt., 26.XI.1986, *G. Martinelli 11929* (SP)*; Santa Maria Madalena, 1800 m alt., 30.VI.1989, *G. Martinelli et al. 13395* (RB).

S. villosissima Fiaschi & Pirani. BRASIL. MINAS GERAIS: ca. 19 km N of Serro, on road (MG 2) to Diamantina, 1200m alt., 24.II.1968, *H. S. Irwin et al. 20809* (UB)*.

S. vinosa (Cham. & Schltdl.) Frodin & Fiaschi. BRASIL. BAHIA: Lençóis, 12°33'38"S, 41°23'29"W, 1000m alt., 10.III.1996, *A.A. Conceição et al. PCD 2218* (SPF); *idem*, Rio de Contas, 10.IV.1999, *R.C. Forzza et al. 1148* (SPF). MINAS GERAIS: Diamantina, 3.VIII.1985, *J. R. Pirani et al. CFCR 7932* (SPF); Rio Vermelho, 14.VII.1984, *R. M. Harley s.n.* (SPF 33280). SÃO PAULO: Cristália, 8.VII.2000, *P. Fiaschi & A. V. Christianini 350* (SPF); Itararé, 30.VII.1999, *P. Fiaschi 30* (SPF)*.

S. aff. *varisiana* Frodin. BRASIL. BAHIA: Abaíra, 13°16'S, 41°53'W, 1500-1650m alt., 29.XII.1991, *E. Nic-Lughadha et al. H 50219* (SPF)*; *idem*, 13°15'S, 41°55'W, 1800-1850 m alt., 22.III.1992, *T. Laessoe & T. Silva H 53300* (SPF); *idem*, 13°15'S; 41°55'W, 1650 m alt., 3.II.1992, *B. Stannard et al. H 51151* (SPF); *idem*, 1670 m alt., 14.II.1992, *R. M. Harley et al. H 52026* (SPF); *idem*, 13°16'S, 41°54'W, 1700-1800 m alt., 24.II.1992, *P. T. Sano & T. Laessoe H 52190* (SPF).

Das espécies estudadas, apenas *Schefflera spruceana* não ocorre na Região Sudeste do Brasil. A inclusão dessa espécie deu-se com o intuito de verificar a possível semelhança de seus grãos de pólen com os de *Schefflera* aff. *varisiana*, uma vez que ambas fazem parte do Grupo "Crepinella" (Frodin 1995a).

Para a análise em microscopia óptica (MO), os grãos de pólen foram preparados pelo método de acetólise (Erdtman 1960) e fotografados com o auxílio de um microscópio óptico Olympus BX-50 acoplado a uma câmera de vídeo Olympus e um microcomputador PC, utilizando-se o software Image Pro-Plus 3. Para a análise de microscopia eletrônica de varredura (MEV), foram seguidas as etapas citadas em Melhem *et al.* (2003) para grãos de pólen acetolisados. As eletromicrografias foram obtidas em um microscópio Zeiss DSM 970, no Laboratório de Microscopia Eletrônica do Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo. A terminologia utilizada para a descrição dos grãos de pólen seguiu Barth & Melhem (1988) e Punt *et al.* (2007).

As medidas dos diâmetros dos materiais padrão foram feitas em 25 grãos de pólen tomados ao acaso, e distribuídos em pelo menos três lâminas visando uma uniformidade da amostra (Salgado-Labouriau *et al.* 1965). Foram feitas, sempre que possível, 10 medidas da abertura, lado do apocolpo, ornamentação e espessura das camadas da exina, o mesmo ocorrendo para as medidas dos diâmetros dos grãos de pólen dos materiais de comparação. Para a contagem e medida das perfurações, dos lumens e seus respectivos muros, foi estabelecida uma área de ca. 50 µm², na vista polar dos grãos de pólen. Foram obtidos valores dos seguintes parâmetros estatísticos: média aritmética ($\bar{x}$) desvio padrão da média ($s_{\bar{x}}$), desvio padrão da amostra (s), e o coeficiente de variabilidade (V). As comparações de duas médias foram feitas através da análise do intervalo de confiança (IC) a 95% (Vieira 1981).

Resultados e Discussão

Os grãos de pólen das espécies estudadas de *Schefflera* (Figs. 1–3) são morfologicamente similares, podendo ser descritos como pequenos (*S. malmei*, *S. morototoni* e *S. villosissima*) a médios (Tabs. 1–2); âmbito triangular; anguloaperturados; área polar pequena a muito pequena (*S. spruceana*)(Fig. 3i); oblato-esferoidais a prolato-esferoidais (*S. capixaba*, *S. spruceana* e *S.* aff. *varisiana*); 3-colporados, colpos longos a muito longos, estreitos, pouco

nítidos e de difícil visualização e mensuração (Tab. 3), com margem delgada; extremidades dos colpos arredondadas ou afiladas; endoabertura alongada, de difícil visualização e mensuração devido à ornamentação da exina (Tab. 3), com constrição mediana em *S. capixaba* e *S. fruticosa*; exina reticulada heterobrocada ou rugulado-reticulada (*S.* aff. *varisiana* e *S. spruceana*), nexina mais espessa que a sexina (exceção em *S. angustissima* e *S. capixaba*) (Tab. 4). Sob MEV, em *S. succinea*, a ornamentação da sexina no mesocolpo é caracterizada pela presença de retículos com muros curvos e entrelaçados (Fig. 3l), enquanto que no pólo a ornamentação, quando vista sob MO (Fig. 3m-n), parece seguir o padrão reticulado heterobrocado. Nas espécies reticuladas heterobrocadas a sexina apresenta-se composta por retículos, microrretículos e perfurações em quantidades variáveis (Tab. 5).

As análises realizadas nos permitiram separar as espécies estudadas em dois padrões polínicos, no que diz respeito à ornamentação da sexina.

O primeiro padrão (Tipo 1), caracterizado por apresentar grãos de pólen com exina reticulada (*e.g.*, Figs. 1c-e, 3c-f), é encontrado na maioria das espécies estudadas com distribuição geográfica predominante no Sudeste do Brasil, tais como *S. angustissima*, *S. calva*, *S. longipetiolata*, *S. macrocarpa*, *S. vinosa*, entre outras (*Schefflera* grupo "Didymopanax", *sensu* Frodin 1995a). Esse tipo apresenta grãos de pólen oblato-esferoidais, exceto o material padrão de *S. capixaba* e o espécime *Furlan et al. CFCR 3224* de *S. gardneri*, que apresentou grãos de pólen prolato-esferoidais; já os espécimens *Giulietti et al. CFSC 7009*, de *S. macrocarpa*, e *Belém & Pinheiro 3154*, de *S. selloi*, apresentaram grãos de pólen suboblatos.

Tabela 1 – Caracterização morfológica dos grãos de pólen de espécies de *Schefflera* (P = diâmetro polar em vista equatorial; E = diâmetro equatorial em vista equatorial).

Espécie	Tamanho	P/E	Exina	Figuras
S. angustissima	Médio	0,95	Reticulada heterobrocada	1a-f
S. calva	Médio	0,89	Reticulada heterobrocada	1g-l
S. capixaba	Médio	1,01	Reticulada heterobrocada	1m-p
S. cordata	Médio	0,92	Reticulada heterobrocada	1q-t
S. fruticosa	Médio	0,96	Reticulada heterobrocada	1u-z
S. gardneri	Médio	0,95	Reticulada heterobrocada	2a-d
S. glaziovii	Médio	0,93	Reticulada heterobrocada	2e-h
S. longipetiolata	Médio	0,90	Reticulada heterobrocada	2i-l
S. lucumoides	Médio	0,95	Reticulada heterobrocada	2m-p
S. macrocarpa	Médio	0,91	Reticulada heterobrocada	2q-v
S. malmei	Pequeno	0,93	Reticulada heterobrocada	2w-z
S. morototoni	Pequeno	0,95	Reticulada heterobrocada	2a'-d'
S. selloi	Médio	0,89	Reticulada heterobrocada	3a-f
S. spruceana	Médio	1,01	Rugulado-reticulada	3g-i
S. succinea	Médio	0,95	Reticulada heterobrocada	3j-n
S. villosissima	Pequeno	0,95	Reticulada heterobrocada	3o-r
S. vinosa	Médio	0,88	Reticulada heterobrocada	3s-v
S. aff. *varisiana*	Médio	1,13	Rugulado-reticulada	3w-y

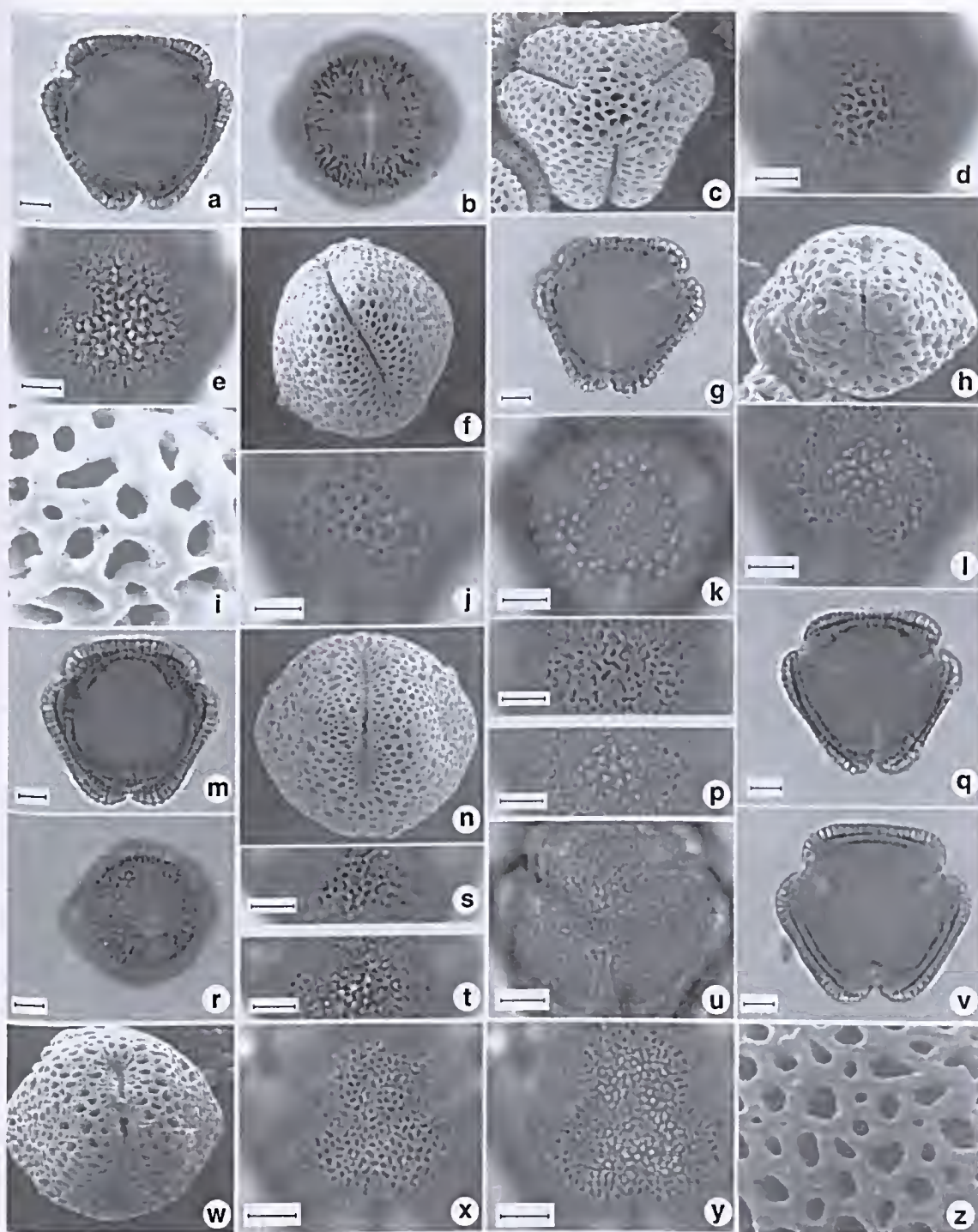



Figura 1 – Fotomicrografias e eletromicrografias dos grãos de pólen de *Schefflera*. a–f. *S. angustissima* – a. corte óptico em vista polar (VP); b. abertura em vista equatorial (VE); c. vista polar em MEV (aumento 3.000x); d-e. análise L.O. em dois níveis de focalização; f. vista equatorial em MEV (aumento 3.000x). g–l. *S. calva* – g. corte óptico em VP; h. vista equatorial em MEV (aumento 3.000x); i. detalhe da ornamentação no apocolpo em MEV (aumento 10.000x); j–l. análise L.O. em três níveis de focalização. m–p. *S. capixaba* – m. corte óptico em VP; n. vista equatorial em MEV (aumento 3.000x); o–p. análise L.O. em dois níveis de focalização. q–t. *S. cordata* – q. corte óptico em VP; r. abertura em VE; s–t. análise L.O. em dois níveis de focalização. u–z. *S. fruticosa* – u. detalhe do apocolpo em VP; v. corte óptico em VP; w. vista equatorial em MEV (aumento 3.000x); x–y. análise L.O. em dois níveis de focalização; z. detalhe da ornamentação no apocolpo (aumento 10.000x). Escala = 5 µm.

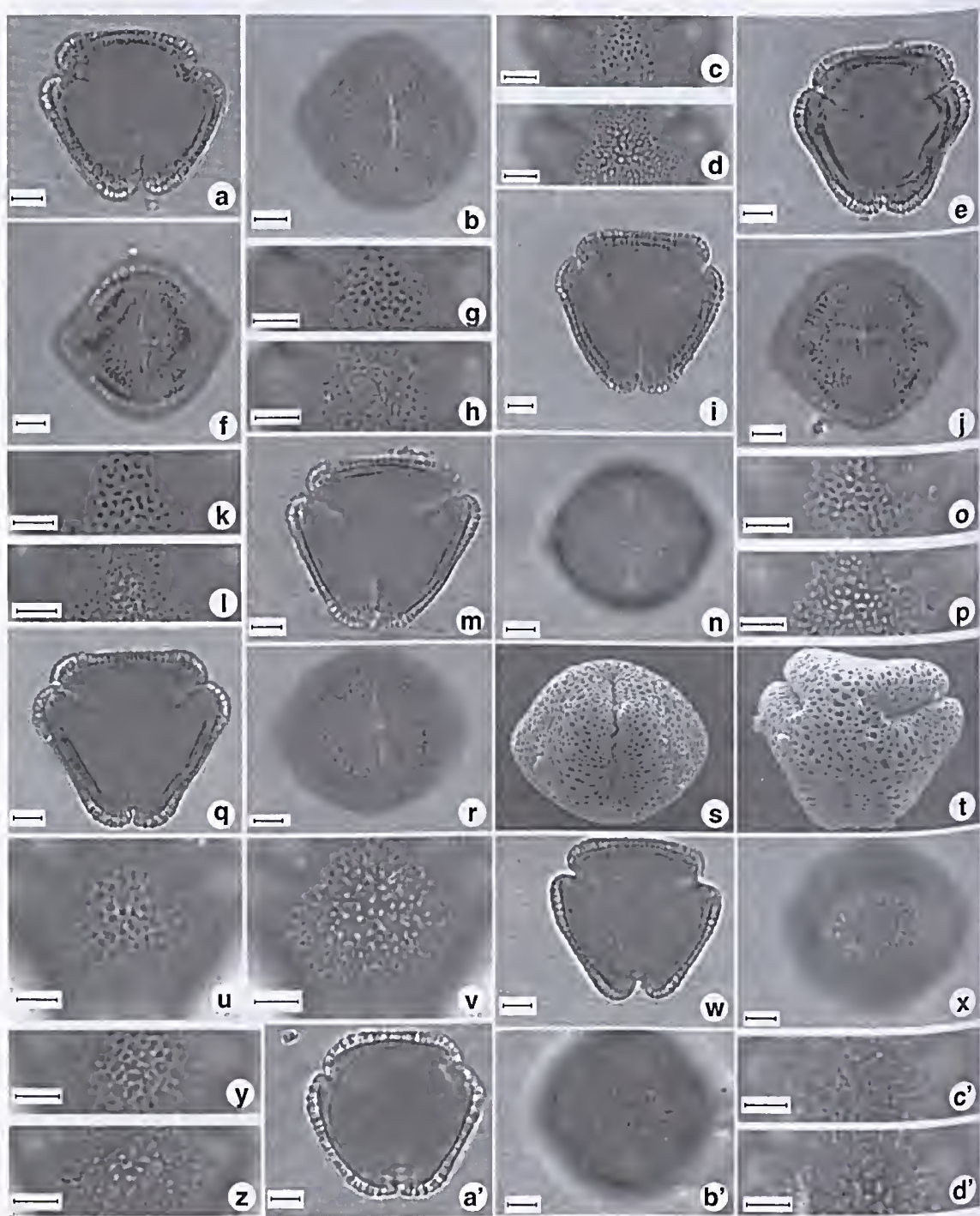



Figura 2 – Fotomicrografias e eletromicrografias dos grãos de pólen de *Schefflera*. a–d. *S. gardneri* – a. corte óptico em VP; b. abertura em VE; c–d. análise L.O. em dois níveis de focalização. e–h. *S. glaziovii* – e. corte óptico em VP; f. abertura em VE; g–h. análise L.O. em dois níveis de focalização. i–l. *S. longipetiolata* – i. corte óptico em VP; j. abertura em VE; k–l. análise L.O. em dois níveis de focalização. m–p. *S. lucumoides* – m. corte óptico em VP. N. Abertura em VE; o–p. análise L.O. em dois níveis de focalização. q–v. *S. macrocarpa* – q. corte óptico em VP; r. abertura em VE; s. vista equatorial em MEV (aumento 3.000x); t. vista polar em MEV (aumento 3.000x); u–v. análise L.O. em dois níveis de focalização. w–z. *S. malmei* – w. corte óptico em VP; x. abertura em VE; y–z. análise L.O. em dois níveis de focalização. a'–d'. *S. morototoni* – a'. corte óptico em VP; b'. abertura em VE; c'–d'. análise L.O. em dois níveis de focalização. Escala = 5 µm.

Tabela 2 – Medidas (μm) dos diâmetros dos grãos de pólen de *Schefflera*, em vista equatorial e polar ($n = 25$). (VE = vista equatorial; VP = vista polar; $\bar{x}$= média aritmética; $s_{\bar{x}}$= desvio padrão da média; s = desvio da amostra; V = coeficiente de variabilidade; IC = intervalo de confiança).

Especies	Diametro polar (VE)					Diametro equatorial (VE)					Diametro equatorial (VP)				
	Faixa de variação	$\bar{x} \pm s_{\bar{x}}$	s	V(%)	IC	Faixa de variação	$\bar{x} \pm s_{\bar{x}}$	s	V(%)	IC	Faixa de variação	$\bar{x} \pm s_{\bar{x}}$	s	V(%)	IC
S. angustissima	29,1-33,3	30,9 ± 0,19	0,96	3,1	30,5-31,3	30,5-34,6	32,6 ± 0,2	0,99	3,03	32,2-33	28,9-32,3	30,4 ± 0,24	1,21	3,98	29,9-30,9
S. calva	27-29,9	28,3 ± 0,15	0,76	2,69	27,9-28,6	30,5-32,8	31,5 ± 0,11	0,56	1,77	31,3-31,8	27,5-29,9	28,6 ± 0,13	0,63	2,2	28,4-28,9
S. capixaba	31,9-35,8	33,7 ± 0,19	0,94	2,79	33,3-34,1	32,1-35,3	33,5 ± 0,19	0,93	2,78	33,1-33,9	29,6-34,4	32,1 ± 0,26	1,28	3,99	31,5-32,6
S. cordata	25-28,5	26,8 ± 0,15	0,78	2,91	26,5-27,1	27,1-30,4	29 ± 0,18	0,93	3,21	28,6-29,4	24,9-27,8	26,4 ± 0,14	0,7	2,65	26,1-26,7
S. fruticosa	28,5-33,3	31,3 ± 0,26	1,29	4,13	30,7-31,8	30,3-34,4	32,5 ± 0,25	1,27	3,91	32-33	29,4-33,1	31,3 ± 0,22	1,12	3,58	30,9-31,8
S. gardneri	26,5-33,3	29,8 ± 0,33	1,66	5,58	29,1-30,5	29-32,8	31,2 ± 0,19	0,95	3,04	30,8-31,6	26,9-31	28,7 ± 0,22	1,09	3,8	28,2-29,1
S. glaziovii	27,4-31,4	29,1 ± 0,24	1,18	4,05	28,6-29,6	28,6-35,6	31,3 ± 0,41	2,04	6,52	30,4-32,1	26,6-31,3	29,2 ± 0,22	1,1	3,76	28,8-29,7
S. longipetiolata	29,4-32,3	30,6 ± 0,18	0,9	2,94	30,2-30,9	31,4-35,6	33,8 ± 0,19	0,98	2,9	33,4-34,2	29,5-34,6	32,2 ± 0,28	1,42	4,4	31,7-32,8
S. lucumoides	25,3-31,5	27,6 ± 0,12	0,59	2,36	27,4-27,9	26,9-31,3	29 ± 0,09	0,45	0,8	28,8-29,2	24,8-29,6	27,5 ± 0,1	0,5	2	27,3-27,7
S. macrocarpa	28,4-32,3	30,4 ± 0,19	0,95	3,13	30-30,7	31-36	33,2 ± 0,31	1,54	4,64	32,6-33,8	29,1-33,6	31,1 ± 0,24	1,2	3,85	30,6-31,6
S. malmei	21,5-24	22,8 ± 0,07	0,35	1,4	22,7-22,9	21,4-24,3	23,1 ± 0,08	0,38	1,52	22,9-23,3	19,6-24	22 ± 0,1	0,48	1,92	21,8-22,2
S. morototoni	21-24,9	22,9 ± 0,09	0,44	1,92	22,7-23,1	22,8-25,5	24,1 ± 0,08	0,14	0,58	23,9-24,3	21,1-24,3	22,7 ± 0,08	0,41	1,64	22,6-22,9
S. selloi	27,8-32,5	29,6 ± 0,22	1,08	3,65	29,1-30	30,6-35,1	33,2 ± 0,24	1,20	3,62	32,7-33,7	27,8-34,4	31,4 ± 0,26	1,32	4,21	30,8-31,9
S. spruceana	31,6-37,5	34,6 ± 0,34	1,71	4,94	33,9-35,3	31,1-35,8	34,2 ± 0,23	1,18	3,45	33,8-34,7	31,6-36,5	33,8 ± 0,28	1,42	4,2	33,3-34,4
S. succinea	25,4-33,8	28,4 ± 0,35	1,77	6,23	27,7-29,1	26,8-34,1	30 ± 0,33	1,66	5,54	29,3-30,7	25,9-30,9	28,5 ± 0,29	1,44	5,05	27,9-29,1
S. villosissima	21,3-26,5	23,9 ± 0,1	0,48	1,92	23,7-24,1	22,8-26,5	25 ± 0,09	0,44	1,76	24,8-25,2	21,5-26,1	23,5 ± 0,1	0,52	2,08	23,3-23,7
S. vinosa	26,8-31,4	28,5 ± 0,06	1,22	4,28	28,1-28,6	30-33,6	32,1 ± 0,2	1	3,11	31,7-32,5	28,3-31,6	30 ± 0,04	0,96	3,2	29,9-30,1
S. aff. *varisiana*	30-35,4	32,6 ± 0,3	1,49	4,56	32-33,3	26,5-32	29 ± 0,27	1,35	4,66	28,4-29,5	25-32,1	28,8 ± 0,32	1,6	5,55	28,2-29,5

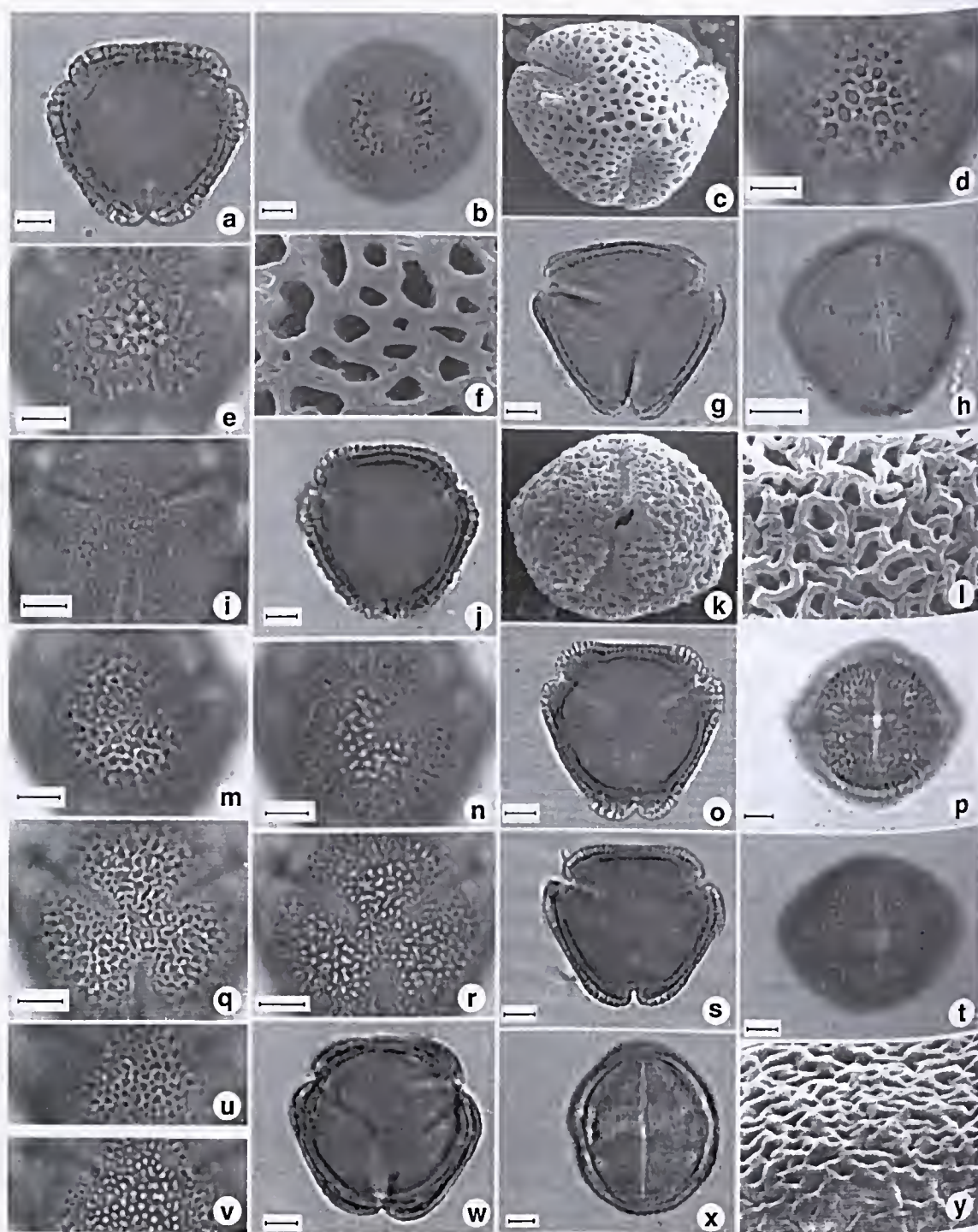



Figura 3 – Fotomicrografias e eletromicrografias dos grãos de pólen de *Schefflera*. a–f. *S. selloi* – a. corte óptico em VP; b. abertura em VE; c. vista polar em MEV (aumento 3.000x); d–e. análise L.O. em dois níveis de focalização; f. detalhe da ornamentação no apocolpo em MEV (aumento 10.000x). g–i. *S. spruceana* – g. corte óptico em VP; h. abertura em VE; i. detalhe do apocolpo em VP. j–n. *S. succinea* – j. corte óptico em VP; k. vista equatorial em MEV (aumento 3.000x); l. detalhe da ornamentação no mesocolpo em MEV (aumento 10.000x); m–n. análise L.O. em dois níveis de focalização. o–r. *S. villosissima* – o. corte óptico em VP; p. abertura em VE; q–r. análise L.O. em dois níveis de focalização. s–v. *S. vinosa* – s. corte óptico em VP; t. abertura em VE; u–v. análise L.O. em dois níveis de focalização. w–y. *S.* aff. *varisiana* – w. corte óptico em VP; x. abertura em VE; y. detalhe da ornamentação no mesocolpo em MEV (aumento 10.000x). Escala = 5 μm.

Tabela 3 – Média aritmética (µm) das medidas do lado do apocolpo e das aberturas do grão de pólen de espécies de *Schefflera* (n = 10).

Espécies	Lado do apocolpo	Índice de área Polar (IAP)	Colpo		Endoabertura	
			Compr.	Larg.	Compr.	Larg.
S. angustissima	8,92	0,29	20,71	2,46	-	-
S. calva	9,61	0,33	-	-	-	-
S. capixaba	11,06	0,34	21,11	-	-	-
S. cordata	8,92	0,34	-	-	5,00	8,98
S. fruticosa	11,46	0,37	20,59	1,92	3,97*	10,78*
S. gardneri	8,18	0,28	20,46*	-	-	-
S. glaziovii	8,03	0,27	20,29*	-	-	-
S. longepetiolata	10,88	0,34	20,78	1,88	2,67	11,03
S. lucumoides	8,90	-	18,50*	-	2,00*	-
S. macrocarpa	11,65	0,37	18,49*	2,31*	3,18*	9,93*
S. morototoni	7,60	-	-	-	-	-
S. selloi	9,51	0,30	18,06*	-	-	-
S. spruceana	6,97	0,21	28,02	2,52	4,38	13,48
S. succinea	7,97	0,28	21,14*	2,87*	4,87*	8,75*
S. villosissima	7,12	-	-	-	-	-
S. vinosa	9,25	0,31	19,31	-	-	-
S. aff. *varisiana*	8,60	0,30	25,34	1,86	5,91	14,93

*n ≤ 5

Tabela 4 – Média aritmética da espessura (µm) das camadas da exina dos grãos de pólen dos materiais padrão de espécies de *Schefflera* (n = 10).

Espécies	exina total	sexina	nexina total	nexina 1	nexina 2	teto
S. angustissima	2,68	1,31	1,30	0,38	0,92	0,48
S. calva	2,35	1,20	1,30	0,40	0,90	0,50
S. capixaba	3,51	1,99	1,55	0,43	1,12	0,59
S. cordata	2,93	1,33	2,14	0,47	1,67	0,73
S. fruticosa	3,67	1,52	2,23	0,77	1,46	0,82
S. gardneri	2,60	1,15	1,45	0,45	1,00	0,55
S. glaziovii	2,25	1,10	1,20	0,45	0,85	0,45
S. longipetiolata	3,38	1,43	2,29	0,84	1,45	0,91
S. lucumoides	2,73	1,27	2,00	0,47	1,53	0,60
S. macrocarpa	2,78	1,06	1,73	0,50	1,23	0,59
S. malmei	2,87	1,33	1,74	0,27	1,47	0,67
S. morototoni	3,73	2,00	2,20	0,40	1,80	0,93
S. selloi	3,25	1,45	1,85	0,65	1,20	0,75
S. spruceana	2,57	0,95	1,67	0,56	1,11	0,46
S. succinea	3,60	1,54	2,00	0,59	1,41	0,71
S. villosissima	3,27	1,47	2,07	0,40	1,67	0,73
S. vinosa	2,70	1,30	1,60	0,40	1,20	0,55
S. aff. *varisiana*	2,11	0,93	1,17	0,31	0,86	0,38

Os grãos de pólen de *Schefflera morototoni*, anteriormente estudados por Pire (1989) e Sosa (1983), seguem o Tipo 1 aqui descrito. Seus grãos de pólen são oblato-esferoidais e possuem exina semitectada reticulada heterobrocada, com lumens de diferentes diâmetros (Fig. 2c'-d').

O outro padrão (Tipo 2), encontrado em apenas duas espécies (*S. spruceana* e *S.* aff. *varisiana*), caracteriza-se pelos grãos de pólen prolato-esferoidais e exina com ornamentação rugulado-reticulada (Fig. 3g-i, w-y). O compartilhamento de caracteres macro-morfológicos, tais como a presença de nervuras intersecundárias evidentes, inflorescências com ramos secundários verticilados e flores com filetes mais longos que as anteras também sustenta seu agrupamento. Tanto *S. spruceana* quanto *S.* aff. *varisiana* pertencem ao grupo 'Crepinella' de *Schefflera* (Frodin 1995a), que abrange cerca de 40 espécies distribuídas essencialmente no norte da América do Sul, com centro de diversidade no Planalto das Guianas Venezuelano.

Desta maneira, dois dos grupos informais da classificação infragenérica de *Schefflera* nos neotrópicos (Frodin 1995a) são aqui sustentados com base na morfologia polínica: 'Didymopanax' e 'Crepinella', diferenciados, respectivamente, pelos grãos de pólen dos tipos 1 e 2 mencionados anteriormente.

Pode-se notar que as medidas dos diâmetros dos grãos de pólen do material de comparação (Tab. 6) muitas vezes não estão de acordo com a faixa de variação obtida para os materiais-padrão (Tab. 2). Tal discrepância sugere que o tamanho dos grãos de pólen constitui um caráter inconsistente para a palinotaxonomia das espécies aqui estudadas, assim como observado no estudo de Huang (1972). Em outros casos, porém, o tamanho dos grãos de pólen mostrou-se útil taxonomicamente na distinção de espécies pertencentes ao gênero (Melhem & Bissa 1985; Tseng & Shoup 1978).

Ao contrário das descrições apresentadas por Melhem & Bissa (1985), segundo as quais foi possível distinguir *S. angustissima* (=*Didymopanax angustissimus* Marchal) de *S. calva* (=*Didymopanax micranthus* Marchal) pelo tamanho dos grãos de pólen e detalhes da ornamentação na região do pólo, as análises aqui desenvolvidas com uma amostra mais significativa não nos permitiram chegar a conclusões semelhantes (Tabs. 2, 5, 6). Salgado-Labouriau (1973) ressaltou a existência de retículos e microrretículos misturados na região polar de *S. vinosa* [=*Didymopanax vinosus* (Cham. & Schltdl.) Marchal], dados aqui corroborados, uma vez que todas as espécies reticuladas estudadas possuem lumens de diferentes proporções na região polar (Tab. 5).

Com relação à espessura das camadas da exina, os grãos de pólen das espécies estudadas (excetuando-se *S. angustissima* e *S. capixaba*) possuem a nexina mais espessa que a sexina, ao contrário da maioria das espécies descritas por Melhem & Bissa (1985), Pire (1989), Salgado-Labouriau (1973) e Tseng & Shoup (1978).

Em um estudo com 48 espécies pertencentes ao gênero *Schefflera*, Tseng & Shoup (1978) encontraram uma grande variedade de tipos polínicos, a partir dos quais reconheceram oito padrões morfológicos. Baseando-se na premissa de que as espécies 'primitivas' de *Schefflera* possuem flores polímeras (Eyde & Tseng 1971), Tseng & Shoup (1978) organizaram esses padrões polínicos num esquema de relações filogenéticas sugerindo que várias linhagens com grãos de pólen tectados e diversamente ornamentados derivaram de ancestrais com grãos de pólen tectado-psilados.

Por outro lado, a variabilidade polínica verificada por Tseng & Shoup (1978) em *Schefflera* pode fornecer informações taxonômicas consistentes para a proposição de uma circunscrição mais precisa para o gênero, já que o mesmo constitui um grupo polifilético (Lowry *et al.* 2004; Plunkett *et al.* 2004, 2005; Wen *et al.* 2001). O reconhecimento de dois tipos polínicos distintos (Tipos 1 e 2) em espécies de *Schefflera* da Região Sudeste do Brasil

Tabela 5 – Amplitude de variação do número de lumens e quantidade de perfurações, microrretículos e retículos em 50 μm² de dez grãos de pólen de cada material padrão, com as respectivas porcentagens em parênteses.

Espécies	número de lumens	perfurações (%)	microrretículos (%)	retículos (%)
S. angustissima	12-20	0	55 (35,71)	99 (64,29)
S. calva	12-14	2 (1,53)	37 (28,24)	92 (70,23)
S. capixaba	13-21	1 (0,61)	56 (34,15)	107 (65,24)
S. cordata	20-24	0	87 (38,84)	135 (61,16)
S. fruticosa	15-23	0	75 (38,86)	118 (61,14)
S. gardneri	24-33	7 (2,46)	219 (77,11)	58 (20,43)
S. glaziovii	21-26	3 (1,29)	163 (69,96)	67 (28,76)
S. longipetiolata	21-25	6 (2,65)	129 (57,08)	91 (40,27)
S. lucumoides	19-31	0	225 (81,82)	50 (18,18)
S. macrocarpa	15-24	0	119 (60,71)	77 (39,29)
S. malmei	15-23	0	78 (42,86)	104 (57,14)
S. morototoni	14-20	4 (2,41)	68 (40,96)	94 (56,63)
S. selloi	10-17	1(0,69)	40 (27,78)	101 (71,53)
S. succinea	15-27	1 (0,5)	107 (53,23)	93 (46,27)
S. villosissima	19-28	1 (0,43)	147 (63,36)	84 (36,21)
S. vinosa	22-30	2 (0,77)	230 (88,12)	29 (11,11)

Tabela 6 – Média aritmética (μm) das medidas dos grãos de pólen dos materiais de comparação de espécies de *Schefflera* (n = 10).

Espécies	Vista equatorial		Vista polar	P/E
	Diâmetro polar (μm)	Diâmetro equatorial (μm)	Diâmetro equatorial (μm)	
S. angustissima				
Costa 742	31,6	33,5	31,1	0,94
Handro 96	23,1	24,5	23,3	0,94
Ivanauskas 559	33,0	34,9	30,8	0,95
Martins 601	27,0	27,1	26,3	1,00
S. calva				
Pirani CFSC 11027	29,4	29,6	28,1	0,99
S. fruticosa				
Roque 104	26,1*	27,0*	26,1	0,97
S. gardneri				
Furlan CFCR 3224	28,6	28,3	28,3	1,01
Pirani 4383	29,1	29,9	28,5	0,97
S. glaziovii				
Fiaschi 330	26,1	28,5	25,7	0,91
Fiaschi 343	27,6	29,5	28,0	0,93
S. longipetiolata				
Andrade 348	29,4	30,0	29,9	0,98

Espécies	Vista equatorial Diâmetro polar (µm)	Diâmetro equatorial (µm)	Vista polar Diâmetro equatorial (µm)	P/E
Andrade 511	31,6	32,3	31,0	0,98
Farney 1444	28,7*	30,5*	28,4	0,94
Kuhlmann s.n. (RB 21344)	29,4*	30,2*	28,9	0,97
S. lucumoides				
Pinto s.n. (BHCB 11726)	28,0*	30,8*	28,9	0,91
Teixeira s.n. (BHCB 26039)	30,4	31,5	29,6	0,96
S. macrocarpa				
Fiaschi 140	31,0	31,4	29,4	0,99
Giulietti CFSC 7909	27,3	31,2	28,9	0,87
Guedes PCD 5421	25,1	26,3	25,6	0,96
Proença 2162	29,1	31,7	29,7	0,92
S. selloi				
Belém 3154	25,1	29,0	27,8	0,87
Mattos-Silva 1807	28,3	28,6	27,9	0,99
Peixoto 379	28,8	30,8	29,0	0,93
S. succinea				
Martinelli 13395	31,0	32,0	30,6	0,97
S. vinosa				
Conceição PCD 2218	29,1	30,5	-	0,95
Fiaschi 350	26,9	28,7	28,3	0,94
Forzza 1148	26,1	28,2	26,2	0,92
Harley s.n. (SPF 33280)	24,0	26,1	25,1	0,96
Pirani CFCR 7932	27,1	29,2	27,0	0,93
S. aff. *varisiana*				
Harley H 52026	28,0	26,9	25,3	1,04
Laessoe H 53300	32,9	29,5	-	1,11
Sano H 52190	28,4	24,6	23,9	1,15
Stannard H 51151	32,3	29.9	29,9*	1,08

*n ≤ 5

também sugere que estudos mais abrangentes possam fornecer dados taxonômicos valiosos para uma classificação infragenérica dos representantes neotropicais do gênero.

Das poucas espécies neotropicais de *Schefflera* cujos grãos de pólen foram analisados por Tseng & Shoup (1978), a que mais se assemelha às espécies aqui analisadas é *S. decaphylla* (Seem.) Harms (=*S. paraensis* Hub. *ex* Ducke). Segundo Shoup & Tseng (1977), secções dos grãos de pólen de *S. decaphylla* evidenciam um tipo incomum de sexina com columelas fundidas lateralmente formando unidades cilíndricas, quando analisadas em MEV. Embora não tenha sido possível constatar a ocorrência dessa ornamentação nas espécies aqui estudadas, foi possível verificar que a morfologia polínica de *S. decaphylla* é muito semelhante à das espécies do grupo 'Didymopanax' aqui descritas sob MEV (Tipo 1). Assim, provavelmente todas as espécies aqui analisadas, cujos grãos de pólen são reticulados heterobrocados, compartilham com *S. decaphylla* o mesmo padrão de

ornamentação. Isso corroboraria, apesar de possuir flores com o ovário 5-locular, com o posicionamento desta espécie no grupo 'Didymopanax', diferentemente da maioria das demais espécies, cujas flores têm o ovário geralmente 2-locular (Frodin 1995a).

Agradecimentos

Os autores agradecem à FAPESP, ao CNPq (bolsa GDE # 200682/2006-7) e ao programa de doutoramento em 'Integrative Life Sciences' da Virginia Commonwealth University (VCU) pelo apoio financeiro, e à Fundação Botânica Margaret Mee e ao IAPT (International Association for Plant Taxonomy) pelo apoio financeiro complementar. Aos curadores dos herbários BHCB, ESA, MBM, RB, SP, SPF, UB e UEC, que permitiram a remoção de material para o desenvolvimento desse estudo, e ao Instituto de Biociências da USP, pela preparação do material e obtenção das microfotografias em MEV.

Referências Bibliográficas

Barth, O. M. & Melhem, T. S. 1988. Glossário ilustrado de palinologia. Editora da Unicamp, Campinas, 75p.

Erdtman, G. 1960. The acetolysis method. A revised description. Svensk Botanisk Tidskrift 54: 561-564.

Eyde, R. H. & Tseng, C. C. 1971. What is the primitive floral structure of Araliaceae? Journal of the Arnold Arboretum, Harvard University 52: 205-239.

Fiaschi, P. 2004. *Schefflera aurata*, a new species of Araliaceae from Southern Bahia. Brittonia 56: 357-360.

______; Frodin, D. G. & Plunkett, G. M. 2008. Four new species of the *Didymopanax* group of *Schefflera* (Araliaceae) from the Brazilian Amazon. Brittonia 60: 274-286.

______ & Pirani, J. R. 2005a. Four new species of *Schefflera* (Araliaceae) from Espírito Santo State, Brazil. Kew Bulletin 60: 77-85.

______ & Pirani, J. R. 2005b. Three new species of *Schefflera* J.R. Forst. & G. Forst. (Araliaceae) from Espinhaço Range, Minas Gerais, Brazil. Novon 15: 117-122.

______ & Pirani, J. R. 2005c. Flora da Serra de Cipó, Minas Gerais: Araliaceae. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 23: 267-275.

______ & Pirani, J. R. 2007. Estudo taxonômico do gênero *Schefflera* J.R. Forst & G. Forst. (Araliaceae) na Região Sudeste do Brasil. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 25: 95-142.

Frodin, D. G. 1993. Studies in *Schefflera* (Araliaceae), VI. New species and subordinate taxa in the Venezuelan Guayana and immediately adjacent areas. Novon 3: 367-403.

______. 1995a. Neotropical Montane Araliaceae: an Overview. *In*: Churchill, S. P., Balslev, H., Forero, E. & Luteyn, J. L. Biodiversity and conservation of neotropical montane forests. New York Botanical Garden, New York. Pp. 421-430.

______. 1995b. Araliaceae. *In*: Stannard, B. L. Flora of the Pico das Almas – Chapada Diamantina, Bahia, Brazil. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 138-140.

______. 1997. Araliaceae. *In*: Steyermark, J. A.; Berry, P. E. & Holst, B. K. Flora of the Venezuelan Guayana. Vol. 3. Missouri Botanical Garden, St. Louis. Pp. 1-131.

______. 2004. Araliaceae. *In*: Smith, N., Mori, S. A., Henderson, A., Stevenson, D. W. & Heald, S. V. Flowering plants of the neotropics. Princeton University Press, Princeton. Pp. 28-31.

______ & Govaerts, R. 2003. World checklist and bibliography of Araliaceae. The Royal Botanic Gardens, Kew, 444p.

Holmgren, P. K., Holmgren, N. H. & Barnett, L. C. 1990. Index Herbariorum, Part I: The Herbaria of the World. New York Botanical Garden, New York, 693p.

Huang, T. C. 1972. Pollen Flora of Taiwan. National Taiwan University, Botany Dep. Press, Taipeh, 297p.

Jung, S. L. 1981. Flora fanerogâmica da Reserva do Parque Estadual das Fontes

do Ipiranga (São Paulo, Brasil): Araliaceae. Hoehnea 9: 112-114.

Jung-Mendaçolli, S. L. & Cabral, L. P. 2000. Araliaceae. *In*: Melo, M. M. R. F.; Barros, F.; Wanderley, M. G. L.; Kirizawa, M.; Jung-Mendaçolli, S. L. & Chiea, S. A. C. Flora fanerogâmica da Ilha do Cardoso. Vol. 7. Instituto de Botânica, São Paulo. Pp. 11-16.

Lowry II, P. P.; Plunkett, G. M. & Wen, J. 2004. Generic relationships in Araliaceae: looking into the crystal ball. South African Journal of Botany 70: 382-392.

Maguire, B.; Steyermark, J. A. & Frodin, D. G. 1984. Araliaceae, p. 46-82. *In*: Maguire, B.; Cowan, R. S.; Wurdack, J. J. & collaborators. The Botany of the Guayana Highland – Part XII. Memoirs of the New York Botanical Garden 38: 1-84.

Melhem, T. S. & Bissa, W. M. 1985. Flora polínica da Reserva do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga: Família 130-Araliaceae. Hoehnea 12: 16-19.

______; Cruz-Barros, M. A. V.; Corrêa, A. M. S.; Makino-Watanabe, H.; Silvestre-Capelato, M. S. F. & Esteves, V. L. G. 2003. Variabilidade polínica em plantas de Campos de Jordão (São Paulo, Brasil). Boletim do Instituto de Botânica, São Paulo 16: 1-104.

Pire, S. M. 1989. Morfologia polinica de las Araliaceae de Argentina. Bonplandia 6: 133-150.

Plunkett, G. M.; Wen, J. & Lowry II, P. P. 2004. Infrafamilial classifications and characters in Araliaceae: Insights from the phylogenetic analysis of nuclear (ITS) and plastid (*trn*L-*trn*F) sequence data. Plant Systematics and Evolution 245: 1-39.

———; Lowry II, P. P.; Frodin, D. G. & Wen, J. 2005. Phylogeny and geography of *Schefflera*: pervasive polyphyly in the largest genus of Araliaceae. Annals of the Missouri Botanical Garden 92: 202-224.

Punt, W., Hoen, P. P., Blackmore, S., Nilsson, S. & Le Thomas, A. 2007. Glossary of pollen and spore terminology. Review of Palaeobotany and Palynology 143: 1-81.

Salgado-Labouriau, M. L. 1973. Contribuição à palinologia dos cerrados. Academia Brasileira de Ciências, Rio de Janeiro, 273p.

———; Vanzolini, P. E. & Melhem, T. S. 1965. Variation of polar axes and equatorial diameters in pollen grains of two species of *Cassia*. Grana Palynologica 6: 166-176.

Shoup, J. R. & Tseng, C. C. 1977. A Palynological study of *Schefflera paraensis* Huber ex Ducke (Araliaceae). Grana 16: 81-84.

Sosa, V. 1983. Características palinológicas de las araliáceas de México. Boletin de la Sociedad Botánica de México 45: 117-132.

Tseng, C. C. & Shoup, J. R. 1978. Pollen morphology of *Schefflera* (Araliaceae). American Journal of Botany 65: 384-394.

Vieira, S. 1981. Introdução à bioestatística. Editora Campus, Rio de Janeiro, 294p.

Wen, J., Plunkett, G. M., Mitchell, A. D. & Wagstaff, S. J. 2001. The Evolution of Araliaceae: A Phylogenetic Analysis Based on ITS Sequences of Nuclear Ribosomal DNA. Systematic Botany 26: 144-167.

Henriettea e *Henriettella* (Melastomataceae, Miconieae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil

Kelly Cristina da Silva[1,2] & *José Fernando A. Baumgratz*[1,3]

Resumo

(*Henriettea* e *Henriettella* (Melastomataceae; Miconieae) no Rio de Janeiro, Brasil) É apresentado o tratamento taxonômico dos gêneros *Henriettea* e *Henriettella* na flora do estado do Rio de Janeiro. Cada gênero está representado por uma só espécie: *Henriettea saldanhaei* e *Henriettella glabra*, Os dois táxons ocorrem em floresta atlântica. Apresenta-se uma chave para identificação dos gêneros que integram a tribo Miconieae e as espécies estudadas, além de descrições, ilustrações, dados de distribuição geográfica e comentários sobre particularidades nomenclaturais e morfológicas. São propostos três lectótipos e *Henriettea glazioviana*, *H. glazioviana* var. *verruculosa* e *Henriettella glazioviana* são sinonimizadas. Registra-se a nova ocorrência de *Henriettea saladanhaei* e *Henriettella glabra* no estado do Espírito Santo.

Key words: flora, Miconieae, Mata Atlântica, taxonomia.

Abstract

(*Henriettea* and *Henriettella* (Melastomataceae; Miconieae) in Rio de Janeiro State, Brazil) A taxonomic study of the genera *Henriettea* and *Henriettella* in the flora of Rio de Janeiro State is presented. Each genera is represented by only one species – *Henriettea saldanhaei* and *Henriettella glabra*, that are found in the Atlantic forest. A key to identify the genera of the tribe Miconieae and the species studied is presented, as well as descriptions, illustrations, geographical distribution data and comments about nomenclatural and morphological particularities are provided. Three lectotypes are proposed and *Henriettea glazioviana*, *H. glazioviana* var. *verruculosa* and *Henriettella glazioviana* are accepted as synonyms. The occurrence of *Henriettea saladanhaei* and *Henriettella glabra* to the Espírito Santo State is pointed out for the first time.

Palavras-chave: flora, Miconieae, Atlantic forest, taxonomy.

Introdução

Melastomataceae, uma das famílias mais numerosas entre as Angiospermae, é pantropical e no Brasil está representada por cerca de 68 gêneros e 1.500 espécies, distribuindo-se desde o Amazonas e Região Centro-Oeste até o Rio Grande do Sul, ocorrendo praticamente em todas as formações vegetacionais, exceto na caatinga *senso stricto* (Baumgratz *et al.* 2006). No estado do Rio de Janeiro a família também é muito diversificada, com 27 gêneros e mais de 300 espécies, ocorrendo desde restingas e matas de baixada até florestas pluviais alto-montanas, inclusive em campos de altitude (Baumgratz *et al.* 2007; Santos Filho & Baumgratz 2008).

Há poucos estudos sobre as Melastomataceae na flora do estado do Rio de Janeiro, não se dispondo de informações taxonômicas atualizadas para a grande maioria dos gêneros. Nos trabalhos monográficos sobre a família (Cogniaux 1883-88, 1891), vários táxons apresentam circunscrições imprecisas, principalmente em nível de variedade, evidenciando lacunas no conhecimento para os dias atuais. Enquanto Brade (1935, 1938, 1945, 1956a,b) descreveu novas espécies, Pereira (1961a,b, 1964, 1966) abordou a família para o antigo estado da Guanabara, hoje integrado ao município do Rio de Janeiro. Baumgratz (1980, 1982, 1984) e Baumgratz & Ferreira (1980, 1984) restringiram-se a estudos taxonômicos e morfológicos, respectivamente, apenas de espécies de *Miconia* e também para este município, e Baumgratz *et al.* (2004) estudaram o gênero *Bisglaziovia*. A ocorrência de Melastomataceae em Unidades de Conservação (UCs) no estado também tem sido assinalada, e geralmente sob a forma de lista de espécies (Ule 1895; Dusén 1905; Rizzini 1954; Brade 1956c; Santos 1976; Oliveira *et al.* 1995;

Artigo recebido em 04/2008. Aceito para publicação em 10/2008.

[1]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[2]Bolsista PIBIC; Graduanda UFRRJ, Curso de Ciências Agrícolas.
[3]Autor para correspondência: jbaumgra@jbrj.gov.br

Baumgratz 1996, 1997a,b, 2000; Baumgratz *et al.* 2001). Recentemente, tratamentos florísticos para a família em UCs têm sido divulgados (Baumgratz *et al.* 2006, 2007; Barberena *et al.* 2008).

Entre as cinco tribos de Melastomataceae com representantes na flora fluminense, Miconieae é a mais numerosa, constituída de oito gêneros e mais de 200 espécies (Santos Filho & Baumgratz 2008), sendo a única com frutos carnosos (Baumgratz *et al.* 2007). Essa tribo também tem mostrado uma maior riqueza de táxons em Unidades de Conservação do Rio de Janeiro, como o Parque Nacional da Serra dos Órgãos (Rizzini 1954), Reserva Biológica de Poço das Antas (Baumgratz *et al.* 2006), Reserva Ecológica de Macaé de Cima (Baumgratz *et al.* 2007) e Parque Nacional do Itatiaia (Barberena *et al.* 2008).

Gêneros como *Henriettea* e *Henriettella*, ambos dessa tribo, não têm sido estudados recentemente, tanto no contexto da taxonomia quanto no de flora do Rio de Janeiro, onde ocorrem em remanescentes de Mata Atlântica. Pereira (1966), ao estudar as Melastomataceae no antigo estado da Guanabara, aborda apenas *Henriettella*. Desse modo, objetivando ampliar o conhecimento morfológico e taxonômico da família no estado, apresenta-se o estudo desses dois gêneros, reavaliando as espécies e variedades, elaborando descrições e ilustrações e identificando padrões de distribuição geográfica, especificidades ambientais e o estado de conservação dos táxons. Além disso, apresenta-se uma chave para a identificação dos gêneros que integram a tribo Miconieae e as espécies estudadas.

Material e Métodos

As características fisiográficas do estado do Rio de Janeiro citadas no texto foram obtidas em Veloso (1992) e IBGE (2007).

O levantamento das espécies foi realizado com o auxílio de literatura especializada e nas coleções dos herbários BR, C, G, GUA, HB, K, P, R e RB (siglas de acordo com Holmgren & Holmgren 1998), com análise também de exemplares-tipo e imagens digitalizadas de tipos.

Realizaram-se coletas no campo, observando-se particularidades ecológicas do ambiente e relativas à fenologia e morfologia de partes vegetativas, florais e frutíferas. Os exemplares coletados foram herborizados segundo técnicas usuais e incorporados ao Herbário RB. No estudo das peças florais e frutíferas, utilizaram-se amostras herborizadas, previamente hidratadas, e recentemente coletadas e fixadas em etanol a 70%.

Dos materiais examinados, foi selecionado um espécime por município e, quando necessário, acrescentou-se material adicional. Uma lista com todas as coleções examinadas é apresentada no final do tratamento.

A circunscrição da tribo Miconieae segue Baumgratz *et al.* (2007), que se basearam nas proposições de Renner (1993) e Clausing & Renner (2001) para a classificação da família Melastomataceae. As descrições dos táxons foram restritas à área de estudo e a terminologia morfológica está baseada em Radford *et al.* (1974), Briggs & Johnson (1979), Baumgratz (1985) e Weberling (1988). A análise e o reconhecimento do estado de conservação das espécies estudadas foram baseados nos critérios da IUCN (2007).

Resultados e Discussão

A tribo Miconieae pode ser distinta, principalmente, pelo seguinte conjunto de características morfológicas: estames isomórficos ou subisomórficos, em geral iguais ou subiguais no tamanho, com conectivo curtamente ou não prolongado abaixo das tecas, geralmente inapendiculado ou com apêndice dorsal curto, formando ou não projeções ventrais; frutos carnosos, oligo e polispérmicos; e sementes freqüentemente obpiramidas, com testa papilosa, granulosa ou aparentemente psilada.

Na flora do estado do Rio de Janeiro, com base no levantamento de Santos Filho & Baumgratz (2008), essa tribo está representada por oito gêneros e 224 espécies: *Clidemia* (13 spp.), *Henriettea* (1 sp.), *Henriettella* (1 sp.), *Leandra* (99 spp.), *Miconia* (92 spp.), *Ossaea* (7 spp.), *Pleiochiton* (8 spp.) e *Tococa* (3 spp.).

Chave para identificação dos gêneros da tribo Miconieae e das espécies de *Henriettea* e *Henriettella* no estado do Rio de Janeiro

1. Plantas epífitas .... *Pleiochiton*
1'. Plantas subarbustivas, arbustivas ou arbóreas.
  2. Inflorescências axilares, em nós folhosos e/ou áfilos.
    3. Arbustos; inflorescências não fasciculadas, geralmente em nós folhosos ... *Ossaea*
    3'. Árvores; inflorescências fasciculadas, geralmente em nós áfilos ao longo das porções inferiores dos ramos.
      4. Folhas com a face abaxial lepidoto-estrelada; botões florais com ápice obtuso a arredondado; hipanto estriguloso-adpresso; pétalas com ápice arredondado-emarginado .... *Henriettea* (*H. saldanhaei*)
      4'. Folhas com a face abaxial pubescente e pubérula; botões florais com ápice acuminado; hipanto pubescente e pubérulo; pétalas com ápice acuminado........ .... *Henriettella* (*H. glabra*)
  2'. Inflorescências terminais e/ou pseudo-axilares, raro também axilares em nós folhosos das extremidades dos ramos.
    5. Folhas com domácias em forma de bolsas vesiculosas na base .... *Tococa*
    5'. Folhas desprovidas de domácias, se presentes, marsupiformes ou em tufo de tricomas.
      6. Botões florais e pétalas de ápice agudo a acuminado (lobos externos do cálice maiores que os internos) .... *Leandra*
      6'. Botões florais de ápice obtuso e/ou arredondado; pétalas com ápice arredondado ou assimetricamente emarginado ou retuso (lobos externos do cálice inconspícuos ou evidentes, neste caso, menores ou maiores que os internos).
        7. Inflorescências terminais e pseudo-axilares; lobos externos do cálice maiores que os internos .... *Clidemia*
        7'. Inflorescências terminais, às vezes também axilares em nós folhosos das extremidades dos ramos; lobos externos do cálice menores que os internos .... *Miconia*

Henriettea e *Henriettella* mostram-se morfologicamente de fácil reconhecimento dentro da família, principalmente pelo hábito arbóreo e inflorescências axilares com pedúnculo inconspícuo, dispostas geralmente em nós desnudos, assemelhando-se à caulifloria. As flores são pentâmeras, com pedicelos longos, cálice persistente, anteras com conectivo não prolongado abaixo das tecas e apêndice dorsal, ovário ínfero, frutos do tipo bacídio, polispérmicos com sementes ovadas a oblongas, de testa granulada. Além do indumento foliar, do hipanto e da forma do ápice dos botões florais e pétalas, *Henriettea saldanhaei* pode ser distinta pelas folhas com cinco nervuras acródromas, enquanto as de *Henriettella glabra* possuem apenas três nervuras.

Tomando-se por base os trabalhos de Cogniaux (1888a; b; 1891) e Pereira (1966) e as coleções dos herbários consultados, *Henriettea* e *Henriettella* estariam representados na flora fluminense por duas espécies cada um, e o primeiro também por uma variedade. No entanto, cada gênero está representado por uma só espécie, *Henriettea saldanhaei* e *Henriettella glabra*, uma vez que novos sinônimos são propostos no presente estudo.

Henriettea DC., Prodr. 3: 178. 1828.

Gênero de ampla distribuição geográfica, ocorrendo no México, América Central, Colômbia, Venezuela, Guianas e Brasil e constituído por cerca de 15 espécies (Cogniaux 1888a; Pereira 1961a; Luckana & Berry 2001). No Brasil, é encontrado nos estados do Acre, Amazonas, Pará, Pernambuco, Bahia, Espírito Santo e Rio de Janeiro.

Henriettea saldanhaei Cogn. *in* Mart., Eich. & Urb., Fl. bras. 14(4): 531, t. 113. 1888a. **Tipo**: 'Habitat in prov. Rio de Janeiro, Mauá, perto de Magé, Manduca Palma, 1.II.1883, fl., *J. Saldanha 6992*' (Lectótipo R!, aqui designado). Fig. 1k

Henriettea glazioviana Cogn. *in* Mart., Eich. & Urb., Fl. bras. 14(4): 532-533. 1888a. Tipo: Rio de Janeiro, restinga de Mauá, 8.VI.1876, fl. e fr., *A.F.M. Glaziou 8460* (Holótipo, BR!; Isótipos, G!, K!, P!-2ex, R!). ***Syn. nov.***

Henriettea glazioviana var. *verruculosa* Cogn. *in* Mart., Eich. & Urb., Fl. bras. 14(4): 533. 1888a. Tipo: Rio de Janeiro, restinga de Mauá, 5.VIII.1875, fl. e fr., *A.F.M. Glaziou 8352* (Lectótipo K! aqui designado; Isolectótipos, BR!-3ex, G!, P!-2ex, R!,). ***Syn. nov.***

Arvoretas ou árvores 3–12 m alt.; indumento estriguloso-adpresso. Folhas com pecíolos 0,8–2,2 cm; lâmina 10–24,2 × 4,8–11,1 cm, cartácea, elíptica a obovada, base aguda a arredondada, ápice obtuso a arredondado-acuminado, margem ciliada, revoluta, face adaxial híspido-adpressa nas nervuras acródromas, raras glândulas papilosas, face abaxial densamente lepidoto-estrelada, tricomas com eixo central dentrítico e glandulosos; 5 nervuras acródromas 2–7 mm suprabasais; domácias marsupiformes. Cimóides fasciculados 1,4–2,5 cm, axilares, nas porções geralmente áfilas e inferiores dos ramos; brácteas e prófilos persistentes. Botões florais de ápice obtuso a arredondado. Flores com indumento estriguloso-adpresso e pubescente-glanduloso; pedicelo 4–23 mm; hipanto 3–7 × 3–6,2 mm, estreito-campanulado; zona do disco glabra; cálice persistente, face adaxial setuloso-glandulosa, lacínias infletidas pós-antese, lobos externos 0,5–1,8 × 0,5–1,3 mm, denticulado-apiculados, lobos internos 1–3,5 × 2,7–5 mm, oblatos; pétalas 7,5–9 × 11–14 mm, alvo-rosadas a lilases, assimétricas, obovadas, base bilobada, unguiculada, ápice arredondado-emarginado, margem irregular-denteada, ciliolada, pubescentes e pubérulo-glandulosas, tricomas retrorsos; estames subiguais em tamanho, filetes 4,5–8 mm, anteras 5–9,1 mm, alvo-lilases, subuladas, poro terminal, apêndice dorsal inconspícuo, uni ou bicalcarado, lobos projetando-se ventralmente; ovário 1,7–3 mm, 5-locular, glabro; estilete 12–18 mm, levemente espesso no ápice, glabro. Bacídios 4,7–8 × 4,1–9 mm, vinosos a nigrescentes, urceolados; sementes 0,7–1 mm.

Material selecionado: RIO DE JANEIRO: Duque de Caxias, VIII.1958, *E. Pereira 4192* (RB); Macaé, IX.1986, *D. Araújo et al. 7552* (RB); Magé, VIII.1982, *R. Guedes et al. 161* (RB); Rio de Janeiro, IX.1933, *J. G. Kuhlman & A. C. Brade s.n.* (RB 45554); Silva Jardim, X.2004, *D. C. Carraça et al. 35* (RB); I.2006, *J. F. A. Baumgratz et al. 877* (RB).

Material adicional: ESPÍRITO SANTO: entre Guarapari e Anchieta, XII.1964, fl. e fr., *Z. A. Trinta et al. 1088* (HB).

Endêmica do Brasil, restrita ao Espírito Santo e Rio de Janeiro. Neste estado, pode ser encontrada em florestas aluviais e submontanas, sobre morros e morrotes, capoeiras, fragmentos remanescentes e em matas de restingas. Floresce em janeiro, de abril a junho e de agosto a novembro; frutifica em abril, maio e de julho a novembro. Na Reserva Biológica de Poço das Antas, os frutos são muito apreciados pelo mico-leão-dourado (*Leonthopithecus rosalia*) e por diversas espécies de ave (Baumgratz *et al.* 2006). Não é uma espécie ameaçada de extinção no estado, sendo encontrada em distintas localidades, incluindo áreas protegidas. Assinala-se pela primeira vez a ocorrência dessa espécie no Espírito Santo.

Cogniaux (1888a) distingue *H. glazioviana* de *H. saldanhaei* por características com delimitações muito frágeis, caracterizando-a principalmente pelas folhas estreito-obovadas ou obovado-oblongas, com ápice subarredondado e curto-apiculado e distintamente com cinco nervuras acródromas basais, conectivo inapendiculado e estilete filiforme, muito espesso. As demais características vegetativas e florais, com base nesse autor, são muito semelhantes e se sobrepõem, incluindo os dados quantitativos. Nos espécimes-tipo de *H. glazioviana* e da variedade *verruculosa* as folhas são elípticas a obovadas, com base aguda a arredondada, ápice agudo, obtuso ou arredondado-acuminado e as nervuras acródromas mais internas nitidamente suprabasais, além do conectivo ser apendiculado e o espessamento do estilete não se diferenciar do observado nos espécimes-tipo de *H. saldanhaei*.

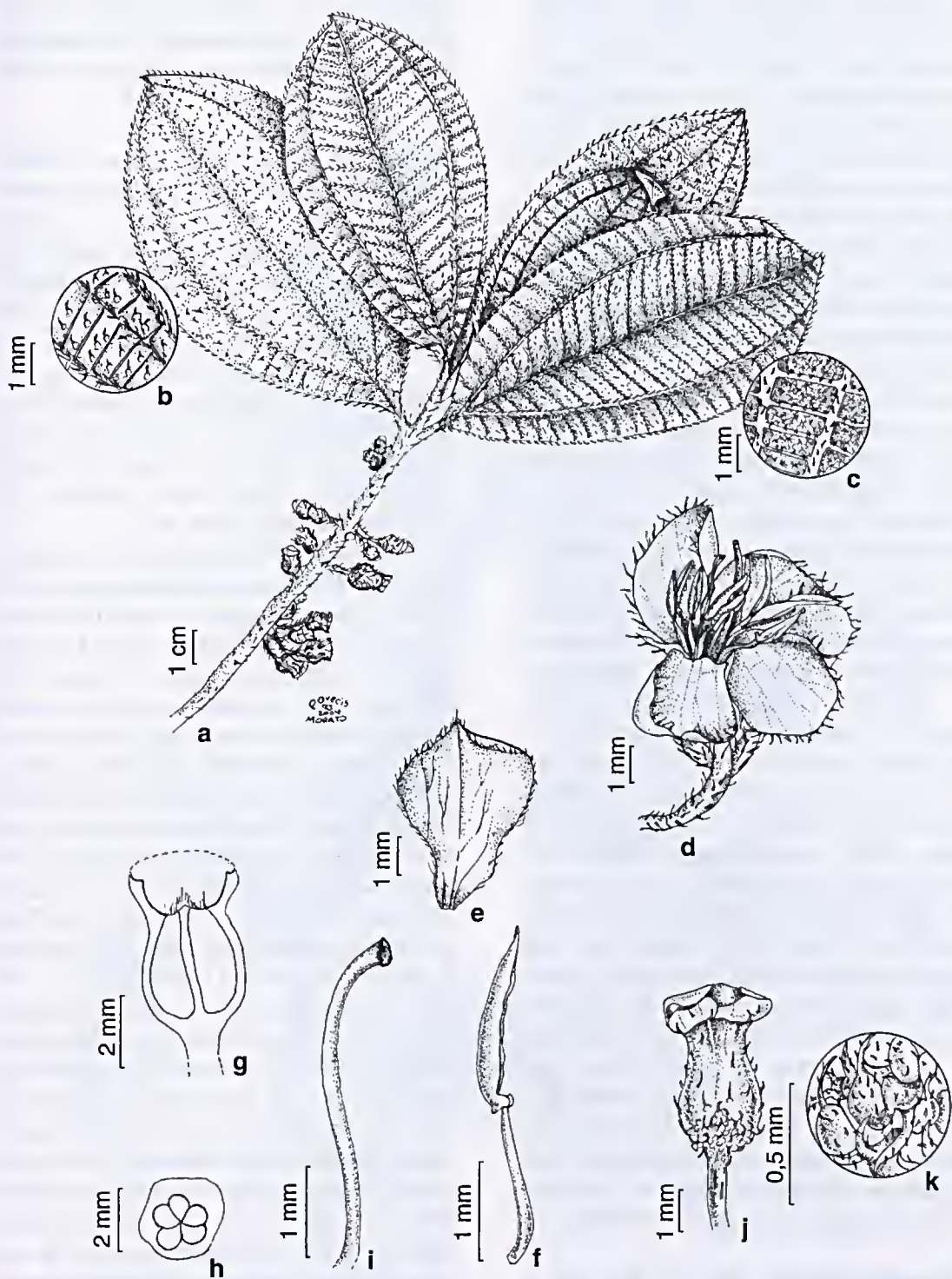



Figura 1 – *Henriettea saldanhaei* Cogn. – a. ramo fértil; b-c. detalhe do indumento das faces adaxial e abaxial da lâmina foliar, respectivamente; d. flor; e. pétala; f. estame; g. secção longitudinal do ovário evidenciando adnação ao hipanto; h. secção transversal do ovário, evidenciando os lóculos; i. estilete; j. bacídio jovem; k. detalhe do indumento estriguloso do hipanto, no fruto jovem (*Carraça 35*).

A variedade *verruculosa*, conforme circunscrita por Cogniaux (1888a) e observado nos espécimes-tipo (*Glaziou 8352*), também não apresenta características que a diferenciem da variedade típica e de *H. saldanhaei*, tendo sido estabelecida pelo maior comprimento do pedicelo floral (5–15 mm) e pelo cálice revestido de tricomas estrigulosos muito espessos. O epíteto infraespecífico é em alusão ao aspecto verrugoso do hipanto, principalmente durante a frutificação, quando a base de alguns tricomas torna-se muito intumescida. Entretanto, essa característica é encontrada em todos os espécimes examinados e o comprimento do pedicelo pode variar de 4 a 23 mm. Desse modo, depreende-se que ambas as características não têm valor diagnóstico para se estabelecer um táxon autônomo. Assim, sinonimizam-se aqui *H. glazioviana* e a variedade *verruculosa* com *H. saldanhaei*, optando-se por este nome, uma vez que está associado a uma ilustração, além da descrição. Ressalta-se que os exemplares-tipo dos três táxons foram coletados na mesma região litorânea e em formações de baixada no estado fluminense.

Cogniaux (1888a) examinou apenas a coleção *J. Saldanha 6992*, do herbário de A. W. Eichler, para descrever *H. saldanhaei*. Atualmente, o acervo deste botânico encontra-se distribuído nos herbários B, G e M (Stafleu & Cowan 1976), mas nenhum exemplar de J. Saldanha foi localizado, nem mesmo no herbário BR, onde A. Cogniaux trabalhou. Porém, há uma duplicata dessa coleção em R, categorizada como isótipo por Martins (1997). Desse modo, como o holótipo não foi definido no protólogo nem localizado, o material de R é aqui indicado como lectótipo.

Ao descrever *H. glazioviana* var. *verruculosa*, Cogniaux (1888a) assinala dois síntipos – *Glaziou 7302* e *8352*. Entretanto, não se localizou qualquer exemplar da primeira coleção nos herbários consultados e da segunda, o espécime de K está sendo designado como lectótipo.

Henriettella Naudin, Ann. Sci. Bot., sér. 3, 18: 107. 1852.

Gênero de ampla distribuição geográfica, ocorrendo da Guatemala ao Panamá, Antilhas, Colômbia, Venezuela, Guianas, Equador, Peru, Bolívia e Brasil, sendo constituído de 35 a 40 espécies (Cogniaux 1888b; Pereira 1961a; Berry 2001). No Brasil é encontrado na Amazônia, Região Centro-Oeste e nos estados do Espírito Santo e Rio de Janeiro.

Henriettella glabra (Vell.) Cogn. *in* Mart., Eichl. & Urb., Fl. bras. 14(4): 538-539. 1888b. Fig. 2

Melastoma glabra Vell., Fl. flum. text. p. 171. 1829 (1825), Ic. 4, tab. 121. 1831 (1827). Tipo: Lectótipo, aqui designado: Vellozo, Fl. flum. icon. 4, tab. 121. 1831 (1827).

Henriettella glazioviana Cogn. *in* Mart., Eichler & Urban, Fl. bras. 14(4): 539, t. 114. 1888b. Tipo: Rio de Janeiro, Corcovado para Paineiras, 20.I.1877, fl., *A.F.M. Glaziou 8684* (Holótipo, BR!; Isótipos, BR!, C!, G!, K!, P!-3ex, R!, RB!). ***Syn. nov.***

Árvores 5–15 m alt.; indumento de partes vegetativas e florais esparso-pubescente e denso-pubérulo, tricomas adpressos, caducos. Folhas com pecíolos 1,2–5,2 cm; lâmina 7,6–18 × 3,1–9,7 cm, papirácea ou cartácea, elíptica a obovada, base aguda a agudo-cuneada, ápice acuminado, agudo ou obtuso, às vezes arredondado-obtuso, margem inteira a levemente ondulada, revoluta, face adaxial glabrescente; 3 nervuras acródromas, as mais internas 3–14 mm suprabasais; domácias marsupiformes. Cimóides fasciculados 0,7–2,6 cm, axilares, nas porções áfilas e geralmente inferiores dos ramos; brácteas e profilos persistentes. Botões florais de ápice acuminado. Flores com pedicelo 3–13 mm; hipanto 2,1–4 × 2,5–4 mm, campanulado; zona do disco glabra; cálice 0,8–1,2 mm, persistente, truncado-ondulado, lacínias obsoletas, formando um anel sinuoso; pétalas 3,9–4 × 1,5–2 mm, alvas, assimétricas, oblongo-triangulares, ápice acuminado, unilateralmente dentado-calcarado, face abaxial esparso-papilosa; estames subiguais em tamanho, filetes 2–5 mm, anteras 2,1–3 mm, amarelas, obovadas, dois poros terminais, apêndice dorso-lateral, bilobado; ovário 1–3,5 mm, 4–5-locular, glabro; estilete ca. 8 mm, glabro. Bacídios 3–6 × 4–6,3 mm, nigrescentes; sementes 0,5–0,8 mm.
Material selecionado: RIO DE JANEIRO: Guapimirim, II.2001, *F. M. B. Pereira 15/74* (RB, RFA); Itatiaia,

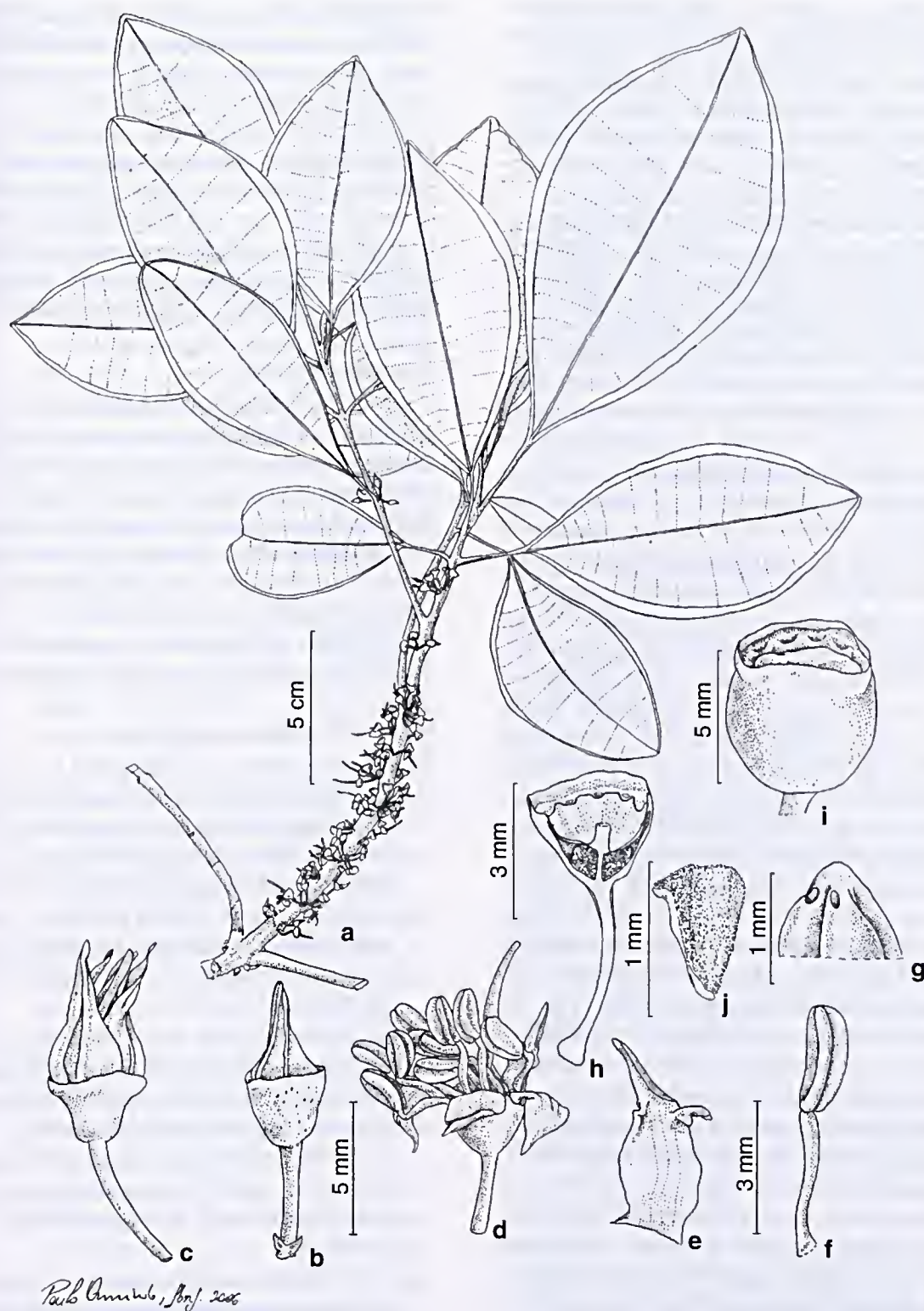



Figura 2 – *Henriettella glabra* Cogn. – a. ramo fértil; b-c. botões florais: evidenciando profilos na base (b), e em pré-antese (c); d. flor; e. pétala; f. estame; g. detalhe dos poros da antera; h. secção transversal do hipanto e ovário, evidenciando a zona do disco e lóculos; i. bacídio; j. semente (*Botelho 81*).

II.1942, *A. C. Brade 17175* (RB); Macaé, XII.2000, *J. F. A. Baumgratz et al. 781* (RB); Nova Friburgo, VI.1989, *J. F. A. Baumgratz et al. 435* (RB); Nova Iguaçu, I.2002, *M. G. Bovini et al.* 2124 (RB); Parati, XII.2007, *J.F.A. Baumgratz et al. 1037* (RB); Rio de Janeiro, III.1997, *D. Araújo 10564* (GUA, RB); XI.1996, *P. Botelho et al. 81* (RB); Teresópolis, IV.1977, *G. Martinelli 1664, 1751* (RB).

Material adicional: ESPÍRITO SANTO: Santa Teresa, VII.1998, fr., *E. Bausen & W. Pizziolo 134* (MBML, RB); I.1999, fl., *L. Kollmann et al. 1713* (MBML, RB); III.1999, fr., *L. Kollmann et al. 2138* (MBML, RB); IV.1999, fr., *L. Kollmann et al. 2435* (MBML, RB); II.2002, fl. e fr., *L. Kollmann et al. 5595* (MBML, RB); III.2003, fr., *R. R. Vervloet et al. 2032* (MBML, RB).

Endêmica do Brasil, restrita ao Espírito Santo e Rio de Janeiro. Neste estado, ocorre entre 300–900 m de altitude, em floresta atlântica submontana e montana, em encostas com vegetação preservada ou alterada. Floresce de janeiro a abril e em julho, novembro e dezembro; frutifica de janeiro a junho e de outubro a dezembro. Não é uma espécie ameaçada de extinção, sendo encontrada em diferentes localidades e áreas protegidas. Assinala-se pela primeira vez a ocorrência dessa espécie no Espírito Santo.

Henriettella glabra e *H. glazioviana* são muito afins e distintas por características inconsistentes (Cogniaux 1888b, 1891; Pereira 1961b). Esses autores distinguem *H. glazioviana* principalmente pelas folhas oblongo-lanceoladas, com base longo-atenuada e aguda, ápice agudo ou acuminado e três nervuras acródromas basais ou levemente suprabasais, e cálice externamente obsoleto, 5-denticulado. Nos exemplares-tipo (*Glaziou 8684*) desta espécie, observa-se que o ramo folhoso corresponde a um rebroto, desprovido de qualquer estrutura reprodutiva, e originado de um ramo adulto, áfilo, mas com botões, flores e/ou frutos jovens; as folhas têm apenas nervuras acródromas suprabasais, algumas muito curtamente, podendo ser interpretadas equivocadamente como basais. Todas essas características são observadas não só em espécimes utilizados para descrever *H. glabra* (*Glaziou 13858*), como em outros recentemente coletados na mesma região do exemplar-tipo de *H. glazioviana* (*Angeli 80, 589*; *Farney 2672*; *Pereira 67*) ou em outro local distinto (*Marquete 1537*). Desse modo, conclui-se que ambas as espécies correspondem a um único táxon, sendo *H. glazioviana* considerada sinônimo de *H. glabra*.

Vellozo (1829; 1831), ao descrever *Melastoma glabra*, não assinala qualquer material examinado. Por essa razão, a ilustração apresentada pelo autor está sendo indicada como lectótipo, embora os desenhos dos estames não ilustrem adequadamente a forma dessas estruturas. Sinônimos em Cogniaux (1888b).

Agradecimentos

Ao Chefe da Reserva Biológica de Poço das Antas e IBAMA, pelo apoio e autorização de coleta. Aos curadores dos herbários citados, pelo empréstimo do material e envio de imagens digitalizadas. Aos ilustradores botânicos Maria Alice de Rezende e Paulo Ormindo, pela confecção das pranchas a nanquim. Ao CNPq, pela Bolsa PIBIC concedida ao primeiro autor e de Produtividade em Pesquisa, ao segundo autor. A FAPERJ, pelo apoio concedido à pesquisa.

Referências Bibliográficas

Barberena, F. F. V. A., Baumgratz, J. F. A. & Chiavegatto, B. 2008. Melastomataceae no Parque Nacional do Itatiaia, Rio de Janeiro, Brasil: Tribos Bertolonieae e Merianieae. Rodriguésia 59(2): 381-392.

Baumgratz, J. F. A. 1980. Miconias do Município do Rio de Janeiro. Seção *Miconia* DC. (Melastomataceae). Rodriguésia 32(55): 73-95.

______. 1982. Miconias do estado do Rio de Janeiro. Seção *Tamonea* (Aubl.) Cogniaux (Melastomataceae). Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 26: 69-86.

______. 1984. Miconias do estado do Rio de Janeiro. Seção *Chaenanthera* Naud. (Melastomataceae). Rodriguésia 36(60): 47-58.

______. 1985. Morfologia dos frutos e sementes de Melastomataceae brasileiras. Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 27: 113-155.

______. 1996. Melastomataceae. *In*: Marques, M. C. M. (org.). Espécies coletadas no estado

do Rio de Janeiro, depositadas no Herbário RB. Ed. Imprinta, Rio de Janeiro. Pp. 56-59.

______. 1997a. Melastomataceae. *In*: Lima, H. C. & Guedes-Bruni, R. R. (eds.). Serra de Macaé de Cima: diversidade florística e conservação em Mata Atlântica. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. Pp. 331-332.

______. 1997b. Melastomataceae. *In*: Marques, M. C. M. (org.). Mapeamento da cobertura vegetal e listagem das espécies ocorrentes na Área de Proteção Ambiental de Cairuçu, Município de Parati, RJ. Série Estudos e Contribuições 13: 69-70.

______. 2000. Melastomataceae. *In*: Di Maio, F. R. & Silva, M. B. R. (coords.). Espécies ameaçadas de extinção no município do Rio de Janeiro: flora e fauna. Secretaria Municipal do Meio Ambiente, Rio de Janeiro. Pp. 30-31.

______ & Ferreira, G. L. 1980. Estudo da nervação e epiderme foliar das Melastomataceae do Município do Rio de Janeiro. Gênero *Miconia*. Seção *Miconia*. Rodriguésia 32(54): 161-169.

______ & Ferreira, G. L. 1984. Nervação e epiderme foliar das Melastomataceae do estado do Rio de Janeiro. Gênero *Miconia* Ruiz et Pavon. Seção *Tamonea* (Aubl.) Cogniaux. Rodriguésia 36(58): 89-94.

______; Silva, S. A. S. & Menezes, M. O. P. 2001. Melastomataceae. *In*: Costa, A. F.& Dias, I. C. A. (orgs.). Flora do Parque Nacional da Restinga de Jurubatiba e arredores, Rio de Janeiro, Brasil: listagem, florística e fitogeografia: angiospermas, pteridófitas, algas continentais. Rio de Janeiro, Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Pp. 93-95.

______; Souza, M. L. D. R.; Carraça, D. C. & Abbas, B. A. 2006. Melastomataceae na Reserva Biológica de Poço das Antas, Silva Jardim, Rio de Janeiro, Brasil: aspectos florísticos e taxonômicos. Rodriguésia 57(3): 591-646.

______; Souza, M. L. D. R. & Tavares, R. A. M. 2004. *Bisglaziovia* Cogn. (Merianieae: Melastomataceae): considerações taxonômicas e biogeográficas. Bradea 10(2): 75-80.

______; Souza, M. L. D. R. & Tavares, R. A. M. 2007. Melastomataceae na Reserva Ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo, Rio de Janeiro, Brasil. I - Tribos Bertolonieae, Merianieae e Microlicieae. Rodriguésia 58(4): 797-822.

Berry, P. E. 2001. *Henriettella* Naudin. *In*: Berry, P. E.; Yatskievych, K. & Holst, B. K. (eds.). Flora of the Venezuelan Guayana. Vol. 6. Timber Press, Oregon. Pp. 346-349.

Brade, A. C. 1935. Melastomataceae *novae*. Arquivos do Instituto de Biologia Vegetal 2(1): 13-17.

______. 1938. Melastomataceae *novae* II. Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 4(1): 71-77.

______. 1945. Melastomataceae *novae* III. Rodriguésia 9(18): 3-7.

______. 1956a. Melastomataceae *novae* IV. Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 14: 211-228.

______. 1956b. Algumas espécies novas do gênero *Leandra* (Melastomataceae *novae* V). Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 14: 241-255.

______. 1956c. A flora do Parque Nacional do Itatiaia. Boletim do Parque Nacional do Itatiaia 14: 213-228.

Briggs, B. G. & Johnson, L. A. S. 1979. Evolution in the Myrtaceae-evidence from inflorescence structure. Proceedings of the Linnean Society of New South Wales 102(4): 157-256.

Clausing, G. & Renner, S. S. 2001. Molecular Phyllogenetics of Melastomataceae and Memecylaceae: implications for character evolution. American Journal of Botany 88(3): 486-498.

Cogniaux, A. 1883-88. Melastomaceae. *In*: Martius, C. F. P. Von; Eichler, A. G. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 14(3): 1-510; 14(4): 1-656.

______. 1888a. *Henriettea* DC. *In*: Martius, C. F. P. Von; Eichler, A. G. & Urban, I.

Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 14(4): 525-536.
______. 1888b. *Henriettella* DC. *In*: Martius, C. F. P. Von; Eichler, A. G. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 14(4): 537-541.
______. 1891. Melastomaceae. *In*: Candolle, A. de & Candolle, C. de. Monographiae phanerogamarum. Paris 7: 1-1256.
Dusén, P. 1905. Sur la flore de la serra do Itatiaya au Brésil. Arquivos do Museu Nacional 13: 1-96.
Holmgren, P. K. & Holmgren, N. H. (eds.). 1998 onwards (continuously updated). Index Herbariorum. New York Botanical Garden. Disponível em: http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp. Acesso em: mar. 2008.
IBGE (Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística). 2007. Disponível em: http://www.ibge.gov.br. Acesso em: maio 2007.
IUCN. 2007. Red List Categories and Criteria v. 3.1. The world Conservation Union. Disponível em: http://iucn.org/themes/ssc/redlists/RLcats2001booklet.html. Acesso em: maio 2007.
Luckana, N. G. & Berry, P. E. 2001. *Henriettea* DC. *In*: Berry, P. E.; Yatskievych, K. & Holst, B. K. (eds.). Flora of the Venezuelan Guayana. Vol. 6. Timber Press, Oregon. Pp. 338-346.
Martins, V. L. C. 1997. Tipos das plantas vasculares do herbário do Museu Nacional (R) – XV: Melastomataceae. Boletim do Museu Nacional 100: 1-47.
Oliveira, R. R.; Zaú, A. S.; Lima, D. F.; Silva, M. B. R.; Vianna, M. C.; Sodré, D. O. & Sampaio, P. D. 1995. Significado ecológico da orientação de encostas no maciço da Tijuca, Rio de Janeiro. *In*: Esteves, F. A. (ed.). *Oecologia Brasiliensis*: Estrutura, funcionamento e manejo de ecossistemas brasileiros. Vol. 1. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. Pp. 523-541.
Pereira, E. 1961a. Contribuição ao conhecimento das Melastomataceae brasileiras. Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 17: 125-169.
______. 1961b. Flora do estado da Guanabara III. Melastomataceae I – Tibouchineae. Rodriguésia 23-24(35-36): 155-188.
______. 1964. Flora do estado da Guanabara IV. Melastomataceae II – Miconieae. Gênero *Miconia*. Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 18: 183-214.
______. 1966. Flora da Guanabara V. Melastomataceae III (Final). Tribos: Miconieae, Merianieae, Bertolonieae e Microlicieae. Rodriguésia 25(37): 181-202.
Radford, A. E.; Dickison, W. C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.
Renner, S. S. 1993. Phylogeny and classification of the Melastomataceae and Memecylaceae. Nordic Journal of Botany 13(5): 519-540.
Rizzini, C. T. 1954. *Flora Organensis*. Lista preliminar dos Cormophyta da Serra dos Órgãos. Arquivos do Jardim Botânico do Rio Janeiro 13: 117-246.
Santos, N. 1976. Plantas existentes no Parque Nacional da Tijuca. Brasil Florestal 7(26):1-12.
Santos Filho, L. A. F. & Baumgratz, J. F. A. 2008. Melastomataceae. *In*: Programa Diversidade Taxonômica/JBRJ (org.). Checklist da flora do Rio de Janeiro. Disponível em: http://www.jbrj.gov.br/pesquisa/div_tax/acessobd.php. Acesso em: mar. 2008.
Ule, E. 1895. Relatório de uma excursão botânica feita na serra do Itatiaia. Arquivos do Museu Nacional 9: 185-223.
Veloso, H. P. 1992. Sistema fitogeográfico. *In*: Manuais técnicos em geociências: manual técnico da vegetação brasileira. Vol. 1. Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Rio de Janeiro Pp. 9-38.
Vellozo, J. M. C. 1829 (1825). *Melastoma glabra*. *In*: Florae fluminensis, texto. Rio de Janeiro. P. 171.
______. 1831 (1827). *Melastoma glabra*. *In*: Florae fluminensis, icones. Paris, t. 4, tab. 121.
Weberling, F. 1988. The architeture of inflorescences in the Myrtales. Annals of Missouri Botanical Garden 75(1): 226-310.

Índice de coletores: (1) *Henriettea saldanhaei*; (2) *Henriettella glabra*.
Angeli, C.: 80 (2), 341 (2), 589 (2); **Araújo, D.**: 7046 (1), 7552 (1); 10514 (2), 10564 (2); **Bacelli, D.**: R 168231 (2); **Baumgratz, J.F.A**: 435 (2), 781 (2), 877 (1), 1037 (2); **Bausen, E.**: 134 (2); **Botelho, P.**: 81 (2); **Bovini, M.G.**: 2124 (2); **Brade, A.C.**: 17175 (2); **Carauta, J.P.P.**: 2669 (1); **Carcerelli, C.**: 22 (1); **Carraça, D.C.**: 1 (1), 8 (1), 9 (1), 11 (1), 12 (1); 35 (1); **Correia, C.M.B.**: 353 (1); **Costa, G.**: RB 180685 (1); **Duarte, A.P.**: 5243 (2); **Ducke, A.**: RB 21653 (2); **Farias, D.S.**: 219 (1), 282 (1); **Farney, C.**: 2672 (2); **Glaziou, A.F.M.**: 598 (2), 13858 (2), 16960 (2); **Guedes, R.**: 59 (1), 161 (1), 339 (1), 355 (1), RB 293872 (2); **Kollmann, L.**: 1713 (2), 2138 (2); 2435 (2); 5595 (2); **Kuhlman, J.G.**: RB 45554 (1); **Lima, H.C.**: 3507 (2), 4514 (1), 4658 (1), 4665 (1), RB 293870 (2); **Luchiari, C.**: 382 (1), 386 (1), 567 (1); **Marquete, R.**: 1537 (2); **Martinelli, G.**: 1664 (2), 1751 (2), 2893 (1), 8437 (1), RB 293871 (2); **Netto, L.**: R 168080 (2); **Pereira, E.**: 67 (2), 4192 (1); **Pereira, F.M.B.**: 15/74 (2); **Peres, C.**: 50 (1); **Pessoa, S.V.A.**: 1057 (1); **Ochioni, P.**: 223 (2); **Oliveira, C.A.L.**: 813 (2); **Ribeiro, R.**: 1133 (2); **Riedel, L.**: C *s.n.* (2); **Silva Neto, S.J.**: 1647 (2); **Tatto, L.**: 54 (2), RB 76193 (2); **Trinta, Z.A.**: 1088 (1); **Ule, E.**: 3637 (1), R 114872 (1), R 114905 (1); **Vale, M.H.**: 111 (2); **Vervloet, R.R.**: 2032 (2). **Sem coletor**: R 27638 (2), R 114880 (1), R 168081 (2), BR *s.n.* (2).

Meriania (Melastomataceae; Merianieae) no Rio de Janeiro, Brasil

Berenice Chiavegatto[1,2] & *José Fernando A. Baumgratz*[1,3]

Resumo

(*Meriania* (Melastomataceae; Merianieac) no Rio de Janeiro, Brasil) Apresenta-se o estudo taxonômico do gênero *Meriania* no Rio de Janeiro, com chave para identificação das espécies, descrições, ilustrações e comentários sobre distribuição geográfica e afinidades, bem como novos sinônimos. O gênero está representado por oito espécies, todas encontradas em formações de mata atlântica de altitude: *M. claussenii*, *M. excelsa*, *M. glabra*, *M. glazioviana*, *M. longipes*, *M. paniculata*, *M. robusta* e *Meriania* sp., uma nova espécie recentemente coletada no sul do estado. Excetuando-se *M. claussenii*, *M. glabra* e *M. paniculata*, as demais são endêmicas do Rio de Janeiro. Características do indumento, das folhas e das inflorescências se mostram como as mais diagnósticas para o reconhecimento das espécies.

Palavras-chave: endemismo, flora, Mata Atlântica, novos sinônimos, taxonomia.

Abstract

(*Meriania* (Melastomataceae) in Rio de Janeiro, Brazil) The taxonomic study of the genus *Meriania* in the flora of Rio de Janeiro state is presented. An identification key, morphological descriptions, affinities, geographical distribution and illustrations are presented, as well as new synonymous. The eight species occur in altitudinal Atlantic forest: *M. claussenii*, *M. excelsa*, *M. glabra*, *M. glazioviana*, *M. longipes*, *M. paniculata*, *M. robusta* and *Meriania* sp., a new species recently collected in the south of the state. Except for *M. claussenii*, *M. glabra* and *M. paniculata*, all of them are endemic of Rio de Janeiro. Characters related to the leaves, indumentums and inflorescences have shown as diagnostics for the recognition of the species.

Key words: endemism, flora, Atlantic forest, new synonymous, taxonomy.

Introdução

Na flora brasileira as Melastomataceae são muito diversificadas com cerca de 67 gêneros e 1.500 espécies, amplamente distribuídas em várias formações vegetacionais, onde constituem grupos significativos em diferentes ecossistemas, exceto na caatinga *s.s.* (Baumgratz *et al.* 2006, 2007). No estado do Rio de Janeiro estima-se 27 gêneros e mais de 300 espécies, que ocorrem desde restingas e matas de baixada até florestas pluviais alto-montanas e campos de altitude (Baumgratz *et al.* 2006, 2007; Santos Filho & Baumgratz 2008). Pouco ainda se conhece sobre a riqueza das Melastomataceae nesse estado, não se dispondo de informações taxonômicas atualizadas sobre vários gêneros, pois os últimos trabalhos monográficos foram realizados há mais de um século (Cogniaux 1883-1888; 1891), com delimitações taxonômicas imprecisas ou sobreposições de circunscrições, evidenciando lacunas no conhecimento do grupo para os dias atuais. Baumgratz *et al.* 2006, 2007 e Silva & Baumgratz (2008) ainda assinalam os trabalhos sobre novas espécies e outros que fazem uma abordagem florístico-taxonômica, restritos a um município ou a um grupo taxonômico, além de outros que apresentam listas de espécies publicadas para o estado, incluindo a ocorrência em Unidades de Conservação.

No Rio de Janeiro, a tribo Merianieae está representada, até o momento, por quatro gêneros e 27 espécies (Baumgratz *et al.* 2007; Santos Filho & Baumgratz 2008). Entre os gêneros dessa tribo ocorrentes na flora fluminense, apenas *Meriania* ainda não foi revisado recentemente, nem abordado no

Artigo recebido em 04/2008. Aceito para publicação em 10/2008.
[1]Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, R. Pacheco Leão 915, 22460-030, Rio de Janeiro, RJ, Brasil.
[2]Doutoranda ENBT-JBRJ; Bolsista CAPES.
[3]Pesquisador Titular; Bolsista de Produtividade CNPq.
Autor para correspondência: berechiavegatto@jbrj.gov.br

contexto florístico, pois a referência mais recente é o trabalho de Pereira (1966), que aborda somente duas espécies para o antigo estado da Guanabara. Desse modo, objetivando prosseguir no estudo das Melastomataceae nesse estado, apresenta o tratamento taxonômico de *Meriania*, reavaliando a circunscrição das espécies, elaborando descrições, uma chave para identificação das espécies e ilustrações e comentando sobre o estado de conservação dos táxons. Além disso, apresenta-se uma chave para a identificação dos gêneros que integram a tribo Merianieae.

Material e Métodos

Realizou-se o levantamento das espécies em literatura, nos herbários BR, C, F, FLOR, GUA, HB, HBR, LZ, K, MBM, MO, NY, P, R, RB, RBR. RFA, RFFP, SP, US e RUSU (acrônimos segundo Holmgren *et al.* 1990), com análise também de exemplares-tipo e imagens digitalizadas de tipos e em coletas recentes.

As descrições dos táxons foram restritas à área de estudo e a terminologia morfológica está baseada em Radford *et al.* (1974), Baumgratz (1985) e Weberling (1988). A análise e o reconhecimento do estado de conservação das espécies foram baseados nos critérios da IUCN (2007). As características fisiográficas do estado do Rio de Janeiro foram obtidas em Veloso (1991) e IBGE (2007).

Resultados e Discussão

A tribo Merianieae pode ser distinta pelos estames dimórficos, desiguais em tamanho ou de dois tamanhos, com conectivo geralmente não prolongado abaixo das tecas, às vezes inconspícuo-prolongado, apêndice dorsal, raro inapendiculado, frutos capsulares, nunca obtriquetras, e sementes achatadas lateralmente ou dorso-ventralmente, obtriangulares, cuneadas, lineares, oblongas, elípticas ou obovadas, aladas ou não, raro rostradas, com testa áspera a granulada. Os gêneros e respectivo número de espécies representados no estado do Rio de Janeiro são *Behuria* (10 spp.), *Bisglaziovia* (1 sp.), *Huberia* (7 spp.) e *Meriania* (8 spp.).

Chave para identificação dos gêneros da tribo *Merianieae*

1. Plantas arbóreas.
   2. Flores pentâmeras; lacínias do cálice inconspícuas, irregularmente endenteadas, formando uma bainha sinuosa; estames com apêndice ascendente; sementes não aladas .... *Meriania*
   2'. Flores tetrâmeras, lacínias do cálice distintamente desenvolvidas, estames com apêndice basal-descendente; sementes aladas .... *Huberia*
1'. Plantas arbustivas.
   3. Flores pentâmeras; estames inapendiculados; ovário 5-locular .... *Bisglaziovia*
   3'. Flores hexâmeras, raro também pentâmeras; estames apendiculados; ovário 3–4-locular .... *Behuria*

Meriania Sw.

Árvores a arvoretas; indumento glanduloso-pontuado e esparso-pubérulo, furfuráceo-dendrítico e/ou tomentoso, tricomas caducos ou persistentes. Folhas com 3-5 nervuras acródromas, as mais internas suprabasais. Inflorescências terminais e/ou pseudo-axilares; brácteas e profilos geralmente cedo caducos. Flores 5-meras, pediceladas; hipanto campanulado, crasso; zona do disco glabra; cálice inconspícuo-bilobado, com prefloração irregularmente valvar e lacínias irregularmente denteadas, ou cálice unilobado, truncado, com prefloração inconspícuo-valvar, aparentemente circuncisa, lacínias formando uma bainha sinuosa pós-antese; corola cupuliforme, pétalas alvas, eretas, oblongas a obovadas, ápice

arredondado-assimétrico; estames 10, dimórficos ou subisomórficos, desiguais em tamanho, glabros, anteras curvas a falciformes, uniporadas, ante-sépalas menores, oblongas, antepétalas maiores, linear-subuladas, conectivo inconspicuamente prolongado abaixo das tecas, apêndice dorsal, porção ascendente paralela à antera, porção basal inconspícua; ovário praticamente livre no interior do hipanto, 5-locular, 5-lobado; estilete glabro. Velatídios cartilaginoso-esponjosos, 10-costados, 5-valvares, polispérmicos; sementes achatadas lateralmente, obtriangulares, curto-rostradas ou não, testa lisa ou áspera a granulada.

Meriania é neotropical, com cerca de 50 espécies distribuídas na América Central, Antilhas, Colômbia, Venezuela, Guiana, Equador, Peru, Brasil e Bolívia, principalmente em formações florestais. Cogniaux (1891) estabeleceu cinco seções, das quais apenas *Adelbertia* e *Davya* têm representantes no Brasil, abrangendo cerca de 14 espécies. Na flora do Rio dc Janeiro ocorrem oito espécies, correspondendo a mais de 50% do total encontrado no país, todas da seção *Davya* e restritas a mata atlântica (Floresta Ombrófila Densa Submontana e Montana). De acordo com o presente estudo, esta seção se caracteriza, por apresentar o cálice ou inconspícuo-bilobado, com prefloração irregularmente valvar e lacínias irregularmente denteadas, ou cálice unilobado, truncado, com prefloração inconspícuo-valvar, aparentemente circuncisa, e lacínias formando uma bainha sinuosa pós-antese.

Chave para identificação das espécies de *Meriania* no Rio de Janeiro

1. Folhas com margem nitidamente serreada na maior parte de seu comprimento.
    2. Folhas com 5 nervuras acródromas; pétalas 14–19 mm compr.; velatídios 8–16,5 × 7–8 mm .... *M. claussenii*
    2'. Folhas com 3 nervuras acródromas; pétalas 26–30 mm compr.; velatídios 5–6 × 4–5 mm .... *M. excelsa*

1'. Folhas com margem inteira, sinuosa e/ou denticulada.
    3. Inflorescências pêndulas, pedúnculo 11–15 cm compr.
        4. Folhas membranáceas, base aguda a atenuada, margem denticulada .... *M. glazioviana*
        4'. Folhas cartáceas, base arredondada, margem inteira a sinuosa .... *M. longipes*
    3'. Inflorescências eretas, pedúnculo 1–3,5 mm compr.
        5. Plantas aparentemente glabras (indumento glanduloso-pontuado) .... *M. glabra*
        5'. Plantas nitidamente pilosas (indumento furfuráceo-dendrítico ou tomentoso).
            6. Folhas com 7 nervuras acródromas; brácteas espatuladas .... *Meriania* sp. nov.
            6'. Folhas com 5 nervuras acródromas; brácteas filiformes ou elípticas.
                7. Folhas membranáceas; hipanto 3–5 mm larg.; pétalas 5–6 mm larg.; velatídios 4–6 × 3-5 mm .... *M. paniculata*
                7'. Folhas cartáceas; hipanto 7–9 mm larg.; pétalas 9–22 mm larg.; velatídios 9–12 × 8–10 mm .... *M. robusta*

1. *Meriania claussenii* (Naudin) Triana, Trans. Linn. Soc. Bot. 28(1): 66, tab. 5, fig. 55i. 1871. **Tipo**: Brasil, Rio de Janeiro, loco dicto Nova Friburgo, *Claussen 40* (holótipo P!-2ex). Fig. 1

Meriania dentata Cogn. *in* A. & C. De Candolle, Monogr. Phan. 7: 434. 1891. Tipo: Brasil, Rio de Janeiro, ad Serra dos Órgãos, 16.VII.1888, fl., *A.F.M. Glaziou 17531* (holótipo BR!; isótipos B, destruído, foto em F!; C!-2ex; G!-3ex; K!; P!-3ex; R!; RB!). ***Syn. nov.***

Arvoretas a árvores 5–25 m alt.; indumento dos ramos e folhas jovens também furfuráceo-dendrítico, tricomas cedo caducos.

Folhas com pecíolo 1,5–5,5 cm; lâmina 9–20 × 3–9 cm, cartácea, estreito-elíptica, elíptica ou ovada, base cuneada, atenuada ou aguda, ápice agudo-acuminado, margem 3/4–4/5-serreados para o ápice, 1/4–1/5-inteiro para a base; 5 nervuras acródromas, 0,5–2 mm suprabasais. Tirsóides, cimóides e/ou tríades, 5,5–17,5 cm, terminais e pseudo-axilares, sésseis a 1–5 cm compr., pedunculadas; brácteas foliáceas a crassas, estreito-elípticas a triangular-lineares; profilos oblongos a triangular-lineares. Flores com hipanto 3–5 × 4–6 mm; cálice 1–1,5 mm, unilobado, truncado; pétalas 14-19 × 7–15 mm; estames ante-sépalos com filetes 10,5–11,5 mm, anteras 4,5–5,5 mm, alvas, conectivo com porção ascendente do apêndice 2,8–4 mm, capitado-bilobada, antepétalos com filetes 7–10 mm, anteras 6,5–8 mm, roxas, conectivo com porção ascendente do apêndice 2–2,4 mm, ambos com filetes alvos, conectivo alaranjado, porção basal do apêndice calcarada; ovário 2–4 × 2,4–3,5 mm; estilete 10–13 mm, lilás a violeta. Velatídios 8–16,5 × 7–8 mm; sementes 0,7–1,2 mm, testa áspera a granulada.

Material selecionado: Itatiaia: 6.II.2007, fr., *J. F. A. Baumgratz 915* (FLOR, RB); Nova Friburgo: 9.VIII.1989, fl., *L. C. Fogaça et al. 45* (RB). Macaé de Cima: 16.VIII.1990, fl. e fr., *J. F. A. Baumgratz et al. 459* (RB). Teresópolis: 27.IX.2006, *B. Chiavegatto et al. 138* (RB).

Restrita à Região Sudeste, ocorrendo nos estados de Minas Gerais, Rio de Janeiro e São Paulo, em encostas de florestas montanas e alto-montanas, entre 800 e 1.100 m de altitude. Na flora fluminense é encontrada na serra da Mantiqueira, em áreas do Parque Nacional do Itatiaia, e na serra do Mar, no Parque Nacional da Serra dos Órgãos e na Reserva Ecológica de Macaé de Cima. Pode ser classificada como Vulnerável, considerando-se o endemismo regional associado ao pequeno número de indivíduos por população (V–A1; B2a). Encontrada com flores e frutos durante todo o ano.

O indumento diminuto e muito cedo caduco tem levado, algumas vezes, a ser descrita equivocadamente como glabra. Entretanto, em estruturas vegetativas e florais muito jovens, se observa a presença de inconspícuos tricomas e, nos mais adultos, resquícios do indumento em nós dos ramos, nas inflorescências e face abaxial das folhas.

Cogniaux (1891) distingue *M. dentata* de *M. claussenii* principalmente pelas folhas com cinco nervuras acródromas basais. As demais características vegetativas e florais são muito semelhantes e se sobrepõem, incluindo os dados quantitativos, como já mencionado por Baumgratz *et al.* (2007). Dessa forma, como nas coleções-tipo dessas duas espécies, as folhas são sempre 5-plinervadas, concorda-se com estes autores de que ambas correspondem a um único táxon, razão pela qual sinonimiza-se *M. dentata* a *M. claussenii*.

2. *Meriania excelsa* (Gardner) Cogn. *in* Mart. & Eichl., Fl. bras. 15(4): 28. 1886. Tipo: 'In Brasiliae prov. Rio de Janeiro ad Serra dos Órgãos', *G. Gardner 5709* (holótipo K!; isótipos B, destruído, foto em F!; BM!; G!; P!-2ex). Fig. 2

Arvoretas a árvores ca. 30 m alt.; indumento dos ramos, pecíolos e face abaxial das folhas também furfuráceo-dendrítico, tricomas caducos. Folhas com pecíolo 1–3,5 cm; lâmina 5,5–11,5 × 2–4 cm, membranácea, oblonga a obovada, base aguda, ápice agudo-acuminado, margem 1/2–2/3-serreados para o ápice, 1/2–1/3-inteiro para a base; 3 nervuras acródromas, 3–7mm suprabasais. Cimóides ou tríades, 2–5 cm, terminais, sésseis a 1cm compr., pedunculadas; brácteas e profilos não vistos. Flores com hipanto 5–7 × 3-4 mm; cálice 2–2,5mm, unilobado, truncado; pétalas 26–30 × 13–15 mm; estames ante-sépalos com anteras ca. 6 mm, antepétalos com anteras 4–5 mm, ambos com filetes 5–6 mm, alvos, anteras púrpuras, porção ascendente do apêndice ca. 3 mm, espatulada, porção basal calcarada; ovário 3–4 × 3–4 mm, 3/4 a totalmente livres no interior do hipanto; estilete 10–12 mm, lilás. Velatídios 5–6 × 4–5 mm; sementes 0,8–1 mm, testa granulada.

Material selecionado: Teresópolis: 17.III.1949, fl., fr., *C. T. Rizzini 461* (RB, RBR).

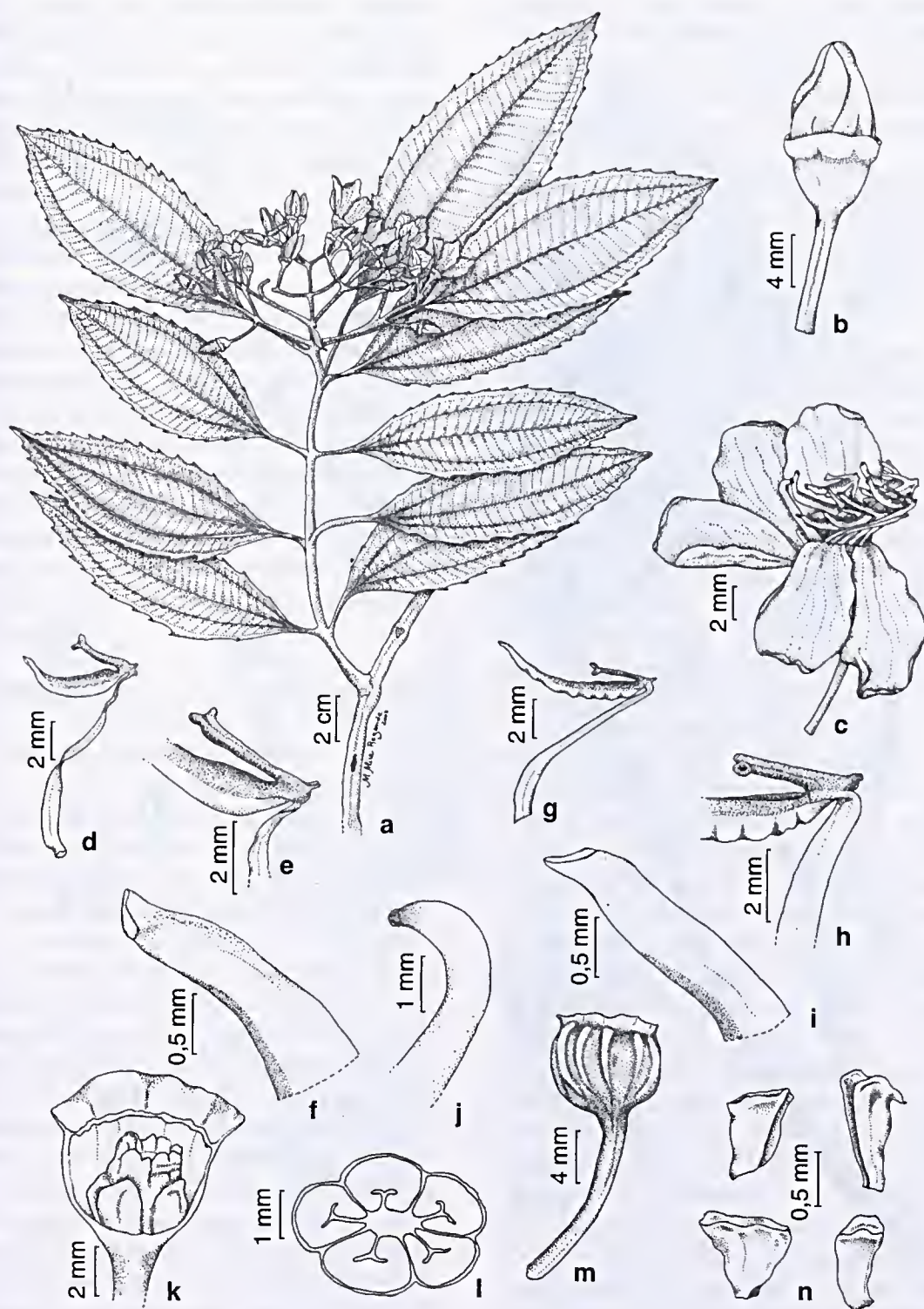



Figura 1 – a-n. *Meriania claussenii* (Naudin) Triana – a. ramo florífero; b. botão floral; c. flor; d-f. estame ante-sépalo (d), apêndice do conectivo (e), poro terminal-ventral(f); g-i. estame antepétalo (g), apêndice do conectivo (h), poro dorsal (i); j. ápice do estilete e estigma; k. ovário, evidenciando os lobos inflados; l. secção transversal do ovário, evidenciando os lóculos; m. velatídio; n. sementes (*Fontoura 185*).

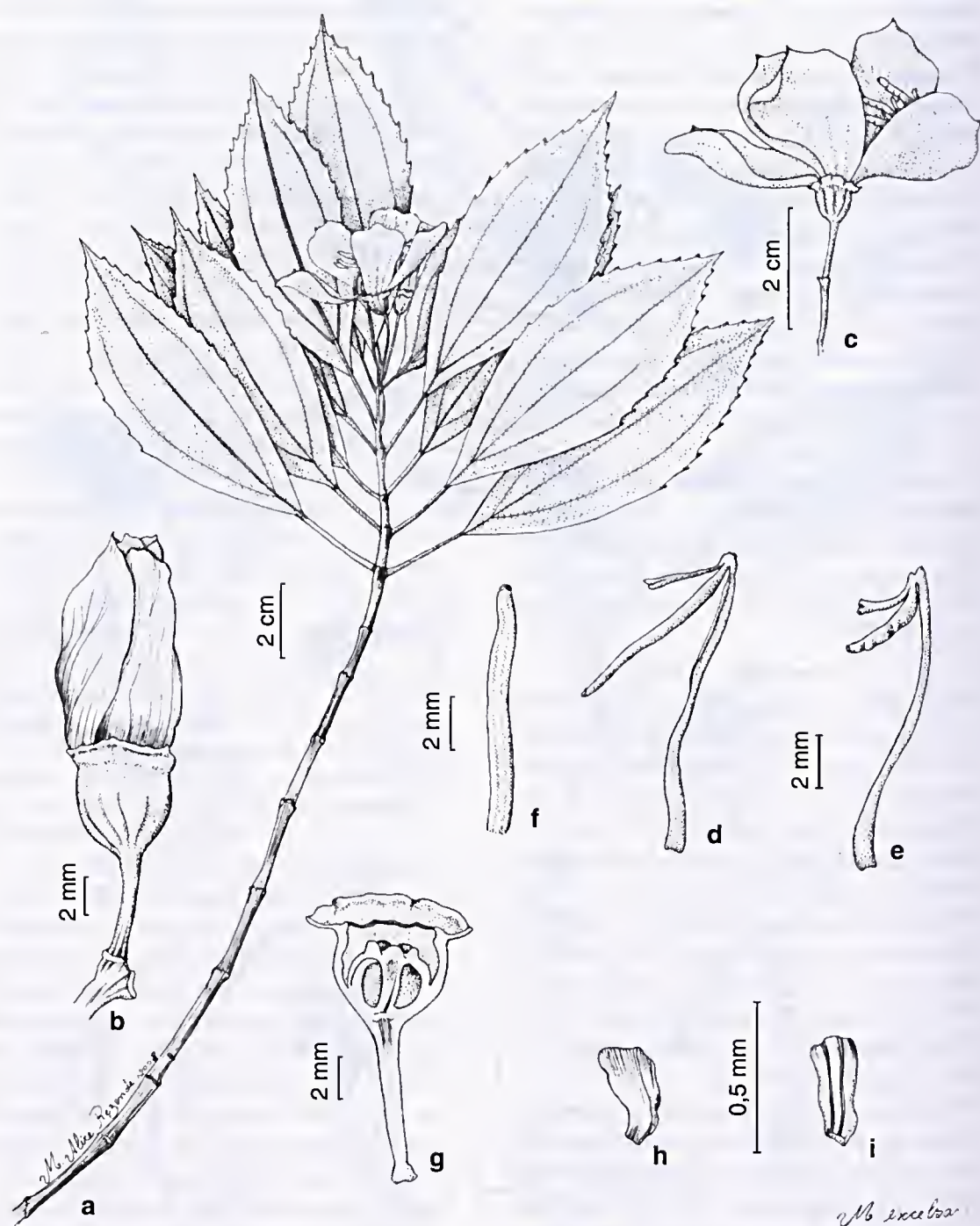



Figura 2 – a-i. *Meriania excelsa* (Gardner) Cogn. – a. ramo florífero; b. botão floral; c. flor; d. estame ante-sépalo, evidenciando o apêndice do conectivo; e. estame antepétalo, evidenciando o apêndice do conectivo; f. estilete e estigma; g. secção longitudinal do hipanto e do ovário; h-i. sementes (*Rizzini 461*).

Endêmica do Parque Nacional da Serra dos Órgãos, em formações florestais entre 1.100 e 1.500 m. de altitude. Devido ao microendemismo e às coletas escassas, pode ser considerada como Criticamente Ameaçada (CR–B2a; D). Coletada com flores e frutos em março.

Muito afim de *M. claussenii*, mas se diferenciando, principalmente, pelas folhas com três nervuras acródromas e maiores dimensões das peças florais. O indumento muito cedo caduco tem levado a uma interpretação equivocada de ser uma planta glabra. Resquícios do indumento podem ser observados em ramos, inflorescências, base das nervuras acródromas foliares e na região de inserção do pedicelo floral. Devido a essa grande afinidade, Triana (1871) sinonimiza-a com *M. claussenii*, porém, Cogniaux (1886) a restabelece, sobretudo pelas folhas 3-plinervadas.

3. *Meriania glabra* (DC.) Triana, Trans. Linn. Soc. Bot. 28(1): 66. 1871. **Tipo**: Brasil, v. s. in h. mus. Par. (tipo não localizado). Fig. 3a-f

Meriania glabra var. *parvifolia* Cogn. *in* Mart. & Eichler, Fl. bras. 14(4): 27. 1886. Tipo: In sylvis ad Corcovado *Luschanth 13* (B, destruído), *Martius Herb. Fl. Bras. 8 part.* (G!), L. *Riedel 1250* (BR!), síntipos. ***Syn. nov.***

Arvoretas a árvores 1,5–10 m alt., aparentemente glabras; indumento muito esparso e tricomas muito cedo caducos. Folhas com pecíolo 0,8–4 cm; lâmina 7–16,5 × 4–7,5 cm, cartácea, lanceolada, obovada ou elíptico-oblonga, base agudo-atenuada, ápice acuminado a agudo-acuminado, margem sinuosa; 3–5 nervuras acródromas, basais a 2-6 mm suprabasais. Cimóides, corimbiformes ou umbeliformes, ou tríades, 2–7 cm, terminais, sésseis a 3cm compr. pedunculadas; brácteas triangulares, cedo caducas; profilos filiformes. Flores com hipanto 3–5 × 4–5 mm; cálice 2–2,5 mm, unilobado, truncado; pétalas 15–17 × 7-9 mm; estames ante-sépalos com filetes 7–9 mm, anteras 6–9 mm, porção ascendente do apêndice 2,5–3 mm, bilobada, antepétalos com filetes 8–10 mm, anteras 4–5 mm, porção ascendente do apêndice 2–2,5 mm, ligulada, ambos porção basal do apêndice calcarada; ovário 2–3,5 × 2–3 mm, 2/3-livres, estilete 7–10 mm. Velatídios 5–7 × 4–7 mm, sementes ca. 0,5 mm, testa rugosa.

Material selecionado: Rio de Janeiro: 10.III.2004, fl., *C. A. L. Oliveira 2252* (GUA). Macaé: 22.X.1985, fr., *M Leitman et al. 39* (RB). Piraí: 22.VIII.1989, *E. Fzerkrohn s.n.* (RBR 8629). Parati: 27.VI.1995, fr., *M. G. Bovini et al. 821* (RB). Petrópolis: 6.III.1972, fl., *P. I. Braga et al. 2410* (RB).

Restrita à Região Sudeste, ocorrendo nos estados do Rio de Janeiro e São Paulo, desde florestas submontanas a alto-montanas, em encostas acima de 300 m de altitude. É encontrada em quatro Unidades de Conservação – Parques Nacionais da Floresta da Tijuca, da Serra dos Órgãos e da Serra da Bocaina e Parque Estadual da Pedra Branca. Pode ser classificada como Ameaçada de Extinção, considerando-se o endemismo regional associado ao pequeno número de indivíduos por população (EN–B1a; C2ai; D2). Coletada com flores e frutos durante o ano todo.

Meriania glabra var. *parvifolia* foi estabelecida pelas menores dimensões dos ramos, folhas e flores, além dos ramos levemente nodosos e geralmente áfilos para a base e pelas folhas patentes, às vezes reflexas, e oblongo-elípticas (Cogniaux 1886). Considerando-se a descrição original da variedade típica (Cogniaux 1886), espécimes-tipo (*Martius 8 p.p., Riedel 1250*) e várias outras coleções, observa-se nítida sobreposição dessas características, às vezes em um mesmo espécime. Apesar de não ter sido localizado o tipo de *M. glabra*, vários espécimes (*Glaziou 1089, 8351 13859, Guillemin 721, Martius 8 p.p., Vauthier 59, 112*) analisados por Cogniaux (1886) foram também examinados no presente estudo e corroboram a inconsistência de *Meriania glabra* var. *parvifolia*. Além disso, parte da coleção *Martius 8* foi utilizada por este autor para estabelecer esta mesma variedade. Desse modo, sinonimiza-se *Meriania glabra* var. *parvifolia* com *M. glabra*.

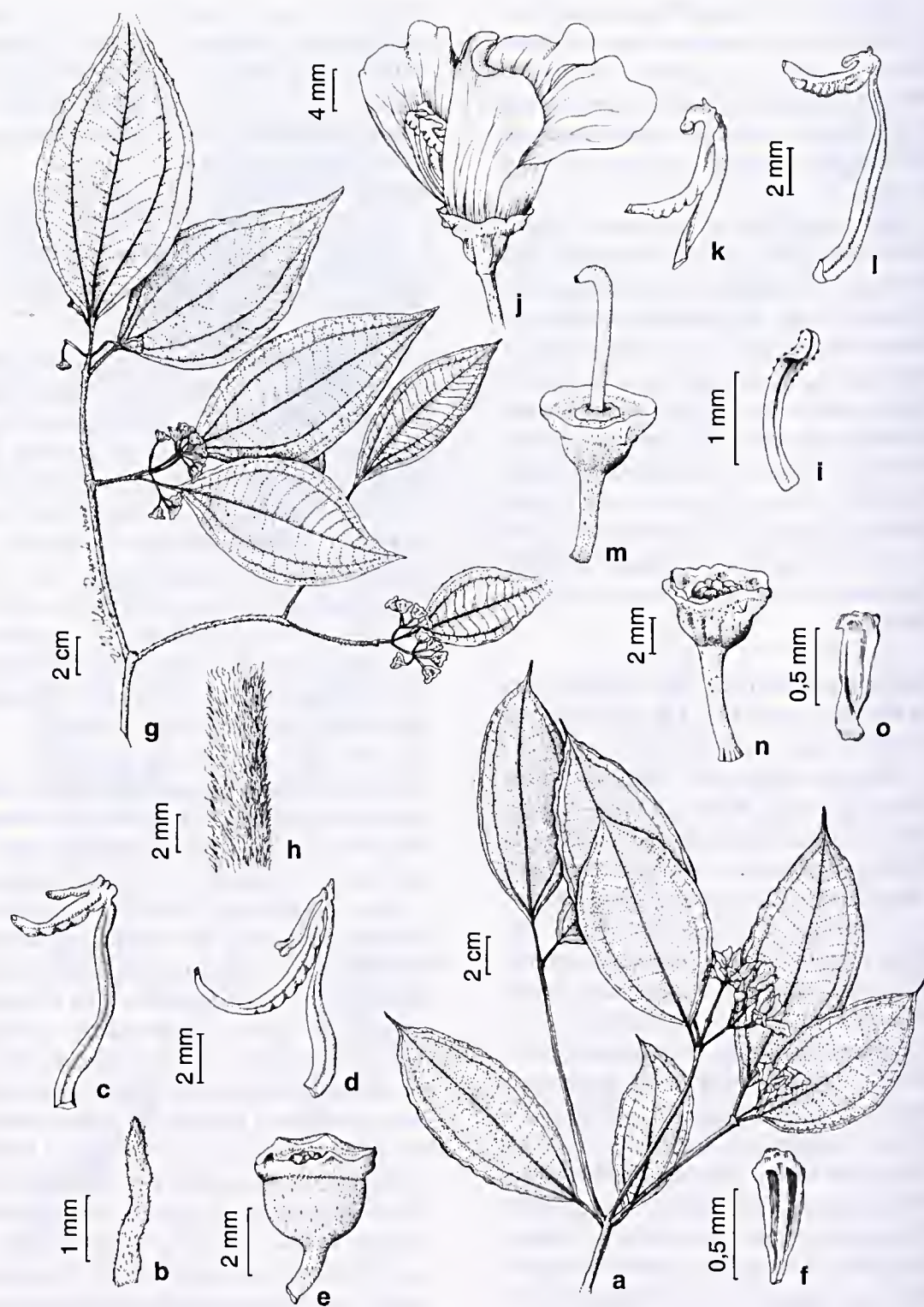



Figura 3 – a-f. *Meriania glabra* (DC.) Triana – a. ramo florífero; b. profilo; c. estame antepétalo; d. estame ante-sépalo; e. velatídio; f. semente (*Marquete 322*). g-o. *Meriania paniculata* (DC.) Triana – g. ramo frutífero; h. ramo: detalhe do indumento; i. profilo; j. flor; k. estame antepétalo; l. estame ante-sépalo; m. hipanto, estilete e estigma; n. velatídio; o. semente (*Pereira 225*).

4. *Meriania glazioviana* Cogn. *in* Mart. & Eichl., Fl. bras. 15(4): 30. 1886. **Tipo**: Brasil, Rio de Janeiro, Habitat ad Serra do Ariro, *A.F.M. Glaziou 2571* (holótipo BR!; isótipos BR!-2ex; C!; K!; P!-2ex). Fig. 4a-f

Arvoretas a árvores 3–12 m alt.; indumento dos ramos, pecíolos, inflorescências, face abaxial das folhas, brácteas e profilos também tomentoso, tricomas dendrítico-papilosos. Folhas com pecíolo 0,5–1,5 cm; lâmina 8,5–16 × 2,5–5,5 cm, membranácea, elíptica ou oblonga a ovada, base aguda a atenuada, ápice agudo-acuminado, margem denticulada; 5 nervuras acródromas, 3–5 mm suprabasais. Tirsóides, 17–29 cm, terminais, pêndulos, 15–16,5 cm compr. pedunculados; brácteas triangulares; profilos estreito-triangulares. Flores com hipanto 3–4 × 2–4 mm, 10-costado; cálice 1–1,2 mm, unilobado, truncado; pétalas 13–15 × 11–13 mm; estames ante-sépalos com filetes 5–7 mm, anteras 6–9 mm, porção ascendente do apêndice ca. 2 mm, bilobada, antepétalos com filetes 4,5–6,5 mm, anteras 3,5–5 mm, porção ascendente do apêndice ca. 1,5 mm, clavada, ambos com porção basal do apêndice bi-tuberculada; ovário 2–2,5 × 1,5–2 mm, 2/3-livres, estilete 9–12 mm. Velatídios, 3–4,5 × 2–4 mm, sementes ca. 0,1 mm, testa rugosa.

Material selecionado: Angra dos Reis: 4.III.2002, fl., *A. A. M. Barros et al. 1428* (RB); Mangaratiba: 12.VII.1997, *J. M. A. Braga et al. 4203* (USU).

Endêmica do município de Angra dos Reis, na RPPN Rio das Pedras, litoral sul da Serra do Mar, entre 400 e 500 m de altitude, em florestas submontanas a alto-montanas de encostas. Devido ao microendemismo e às coletas escassas, pode ser considerada como Criticamente Ameaçada (CR–A1; B2a). Coletada com flores e frutos de março a julho.

Facilmente reconhecida pelas inflorescências pêndulas, tomentosas e longamente pedunculadas, características estas que muito a aproximam de *M. longipes*. Entretanto, esta se distingue, principalmente, pelas folhas cartáceas, com base arredondada e margem inteira a sinuosa. O indumento se destaca pela coloração creme, com tricomas de textura aparentemente esponjosa, aspecto espesso e translúcido, além de apresentar diminutas projeções papilosas.

5. *Meriania longipes* Triana, Trans. Linn. Soc. Bot. 28(1): 66. 1871. **Tipo**: Brasil, Rio de Janeiro, in Engenho da Varge ad Agua do Serra Mar, *J.E.B. Pohl 5263*. (holótipo W!; isótipo W!). Fig. 4g-k

Árvores ca. 12 m alt.; indumento dos ramos, pecíolos, inflorescências, face abaxial das folhas, brácteas, profilos, hipanto e cálice também tomentoso, tricomas dendrítico-papilosos. Folhas com pecíolo 2–2,5 cm; lâmina 12–17 × 8–10 cm, cartácea, ovada, base arredondada, ápice agudo, margem sinuosa; 5–7 nervuras acródromas, 1–7 mm suprabasais. Tirsóides compostos, ca. 38 cm, terminais, pêndulas, ca. 11 cm compr., pedunculados; brácteas e profilos oblongos. Flores com hipanto 2-4 × 2–3 mm; cálice 0,8–1 mm, unilobado, truncado; pétalas 9–11 × 3–5 mm; estames, ante-sépalos com filetes 5,5–6 mm, anteras 3,5–4 mm, porção ascendente do apêndice 1,5–2 mm, antepétalos com filetes 4,5–5mm, anteras 4,5–5 mm, porção ascendente do apêndice 2–2,5 mm, ambos com porção ascendente do apêndice bilobada, porção basal calcarada; ovário 1,3–1,5 × 1,1–1,2 mm, 2/3-livres, estilete ca. 6,5 mm. Velatídios 2–4 × 2,5–3 mm; sementes 0,5–1 mm, testa rugosa.

Material selecionado: Angra dos Reis: 16.IV.1925, fl. e fr., *F. C. Hoehne & A. Gehrt* (SP 17359, RB).

Endêmica do sul do estado do Rio de Janeiro, em Angra dos Reis, foi recentemente coletada no Parque Estadual da Ilha Grande, em florestas montanas de encostas. Devido ao microendemismo e às coletas escassas, pode ser considerada como Criticamente Ameaçada (CR–A1; B2a). Coletada com flores e frutos de abril a agosto.

À semelhança do observado em *M. glazioviana*, à qual muito se aproxima, pode ser facilmente reconhecida pelas inflorescências pêndulas, longamente pedunculadas. Porém, se diferencia pelas folhas cartáceas, com base arredondada e margem sinuosa.

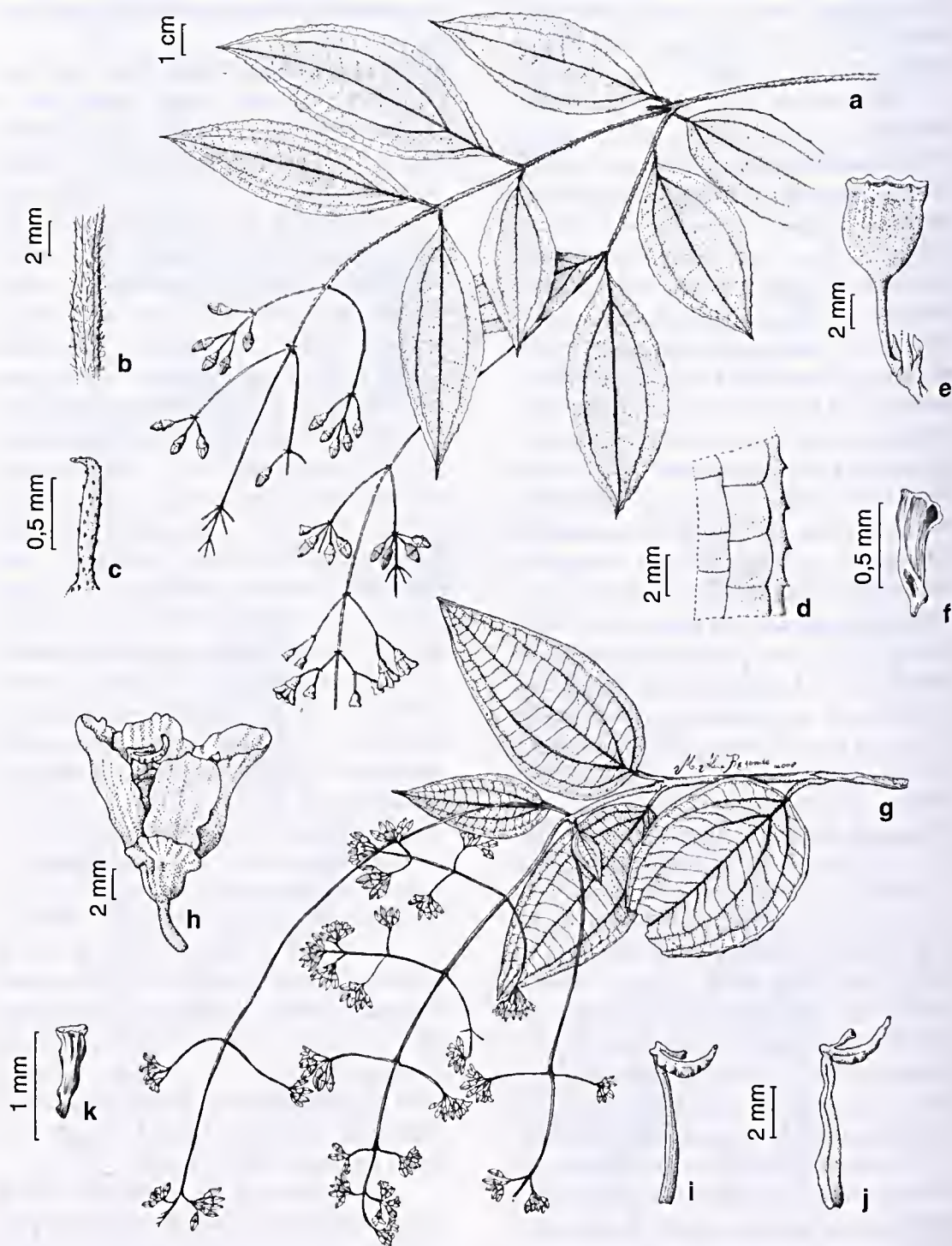



Figura 4 – a-f. *Meriania glazioviana* Cogn. – a. ramo florífero; b. Ramo: detalhe do indumento; c. tricoma; d. folha, evidenciando a margem denticulada; e. velatídio; f. sementes (*Capanema s.n. RB 5191*). g-k. *Meriania longipes* Triana – g. ramo florífero; h. flor; i. estame ante-sépalo; j. estame antepétalo; k. sementes (*Hoehne & Gehrt s.n. SP 17359*).

6. *Meriania paniculata* (DC.) Triana, Trans. Linn. Soc. Bot. 28(1): 66. 1871. **Tipo:** 'In provincia Brasiliae Rio de Janeiro, *Martius s.n.'* (holótipo M, não encontrado; isótipo G!). Fig. 3g-o

Meriania paniculata var. parvifolia Cogn. *in* Mart. & Eichl., Fl. bras. 14(4): 29. 1886. Tipo: In sylvis montosis ad Novo Friburgo, prov. Rio de Janeiro, *L. Riedel 425*. (holótipo LE; isótipos K!; P!-3ex). ***Syn. nov.***

Arvoretas a árvores 3-6 m alt.; indumento dos ramos, folhas, brácetas, profilos, hipanto e cálice também tomentoso, tricomas brilhantes, rugosos, persistentes. Folhas com pecíolo 0,3–3,5 cm; lâmina 7,5–18×2,4–10 cm, membranácea, ovada, elíptica ou lanceolada, base aguda a arredondada, ápice acuminado, margem sinuosa a 1/2-crenulado em direção ao ápice; 5 nervuras acródromas, 2–5 mm suprabasais. Cimóides corimbiformes ou umbeliformes ou tríades, 3–6 cm, terminais, eretos, 1–1,5 cm compr. pedunculados; brácteas filiformes; profilos filiformes. Flores com hipanto 3–5 × 3–5 mm; cálice 2–3 mm, unilobado, truncado; pétalas 12–15 × 5–6 mm; estames ante-sépalos com filetes 6–7 mm, anteras 5–6 mm, porção ascendente do apêndice 1,5–2 mm, bituberculada, antepétalos com filetes 8–9 mm, anteras 3–3,5 mm, porção ascendente do apêndice 1,2–1,5 mm, ligulada, ambos com filetes lilases, anteras amarelas, porção basal calcarada; ovário 2–2,5 × 2-2,5 mm, 1/2-livre, estilete 14–15 mm, alvo. Velatídios 4–6 × 3–5 mm; sementes 0,8–1 mm, testa rugosa.

Material selecionado: Duque de Caxias: 4.IV.1993, fr., *M. G. Bovini & J. M. Braga 42* (RB, RUSU). Guapimirim: 7.VI.1995, fl., *M. G. Bovini et al. 794* (RUSU). Petrópolis: 5.IX.1977, fr., *L. Mautone et al. 385* (RB). Rio de Janeiro: 29.X.2002, fr, *D. Fernandes et al. 708* (RB); Rio Claro: 16.III.1978, fl. e fr., *H. C. Lima 263* (RB). Teresópolis: 27.IX.2006, fl. e fr., *B. Chiavegatto et al. 136* (RB).

Endêmica do estado do Rio de Janeiro, ocorrendo em florestas atlânticas montanas e alto-montanas de encostas da Serra do Mar, entre 800 e 1.385 m de altitude. Tem sido coletada em três Unidades Conservação – os Parques Nacionais da Floresta da Tijuca e da Serra dos Órgãos e o Parque Estadual da Ilha Grande. Pode ser classificada como Vulnerável, considerando-se o endemismo regional associado ao pequeno número de indivíduos por população (V–A1; B2a). Coletada com flores e frutos durante o ano todo.

Meriania paniculata var. *parvifolia* foi estabelecida pelos ramos geralmente áfilos em direção à base, folhas patentes, às vezes subreflexas, e pelas menores dimensões das folhas e flores. Considerando-se a descrição original da variedade típica (Cogniaux 1886), o espécime-tipo *Riedel 425* e várias outras coleções recentes, observa-se nítida sobreposição dessas características, às vezes em um mesmo espécime, razão pela qual sinonimiza-se *M. paniculata* var. *parvifolia* sob *M. paniculata*.

7. *Meriania robusta* Cogn. *in* Mart. & Eichl., Fl. bras. 15(4): 605. 1888. **Tipo**: Brasil, Rio de Janeiro, 'habitat in sylvis primareis ad Macahé, *L. Riedel 424* in herb. Hort. Petropol.' (holótipo LE; isótipos B, destruído, foto em F!; K!; P!-4ex). Fig. 5

Meriania pergamentacea Cogn. *in* Candolle A. de & Candolle C. de, Monog. Phan. 7: 432. 1891. Tipos: in Brasiliae prov. Rio de Janeiro *A.F.M. Glaziou 13859* (G!; K!; P!-3ex; R!), *A.F.M. Glaziou 16822* (B, destruído, foto em F!; C!; G!-2x; K!; L!; P!-3ex; RB!), sintipos. ***Syn. nov.***

Arvoretas a árvores 5–15 m alt.; indumento dos ramos, folhas, inflorescências e cálice furfuráceo-estrelado, tricomas persistentes. Folhas com pecíolo 1,1–5,5 cm; lâmina 7,5–19 × 3,5–12 cm, cartácea, obovada, elíptica ou oblonga, base agudo-atenuada a arredondada, ápice agudo-acuminado, margem inteira a sinuosa; 5 nervuras acródromas, 1–3 mm suprabasais. Cimóides corimbiformes ou umbeliformes, 5–10,5 cm, terminais, eretos, sésseis ou ca. 3,5 cm compr. pedunculados; brácteas estreito-ovadas ou elípticas; profilos filiformes. Flores com hipanto 5–7 × 7–9 mm; cálice 1,5–3 mm, inconspícuo-bilobado; pétalas 13–24 × 9–22 mm, estames ante-sépalos com

Figura 5 – a-o. *Meriania robusta* Cogn. – a. ramo florífero; b. flor; c. lacínia do cálice; d. pétala; e-g. estame antepétalo (e), apêndice do conectivo (f), poro dorsal (g); h-j. estame ante-sépalo (h), apêndice do conectivo (i), poro terminal-ventral (j); k. ovário, evidenciando os lobos inflados; l. ápice do estilete e estigma; m. secção transversal do ovário, evidenciando os lóculos; n. velatídio; o. sementes (*Baumgratz 634*).

filetes 14–15 mm, anteras 6–7 mm, poro dorsal, porção ascendente do apêndice 2,5–3 mm, ligulada, antepétalos com filetes 10,5–12 mm, anteras 9,5–11,5 mm, porção ascendente do apêndice 2,6–3,5 mm, bilobada, ambos com porção basal do apêndice calosa; ovário 2,5–3 × 2,5–3,4 mm, 2/3 a totalmente livre no interior do hipanto, estilete 13–18,5 mm, alvo. Velatídios 7–13 × 8–10 mm, sementes 0,6–0,8 × 0,2–0,5 mm, testa granulada.

Material selecionado: Casimiro de Abreu: 23.IX.2005, fr., *P. V. Prieto 880* (RB). Nova Friburgo: 21.III.2007, fl. e fr., *J. F. A. Baumgratz et al. 959, 960* (FLOR, RB). Santa Maria Madalena: 22.VI.2001, fr., *F. C. Pinheiro 847* (RB, RFFP). Santo Antonio do Imbé: IV.1932, fl., *A. C. Brade & Santos Lima 11736* (RB).

Endêmica do estado do Rio de Janeiro, ocorrendo ao norte da Serra do Mar, em florestas montanas e alto-montanas, entre 1.050-1.200 m de altitude, preferencialmente em encostas sombreadas, às vezes também em locais parcialmente ensolarados. Encontrada em três Unidades de Conservação – Parque Estadual do Desengano, Reserva Ecológica de Macaé de Cima e Reserva Estadual da União. Pode ser classificada como Vulnerável, considerando-se o endemismo regional associado ao pequeno número de indivíduos por população (V–A1; B2a). Coletada com flores de dezembro a abril e frutos de fevereiro a dezembro.

Cogniaux (1891) distingue *M. pergamentacea* de *M. robusta* por características com delimitações muito frágeis, caracterizando a primeira como uma planta glabra, com folhas pergamentáceas, estreito-ovadas, ápice curtamente acuminado e base arredondada, às vezes subaguda, e flores com pedicelo articulado. Essas mesmas características são observadas nos espécimes das coleções-tipo de *M. robusta*. Demais características vegetativas e florais, com base nesse autor, também são muito semelhantes e se sobrepõem, incluindo dados quantitativos. Desse modo, sinonimiza-se *M. pergamentacea* com *M. robusta*.

8. *Meriania* sp. nov.

Árvores ca. 8 m alt.; indumento dos ramos, pecíolos, inflorescências, brácteas, profilos e face abaxial das folhas também furfuráceo-dendrítico, tricomas persistentes. Folhas com pecíolo 1,5–6,5 cm; lâmina 8,5–19 × 4,5–10 cm, cartácea, ovada a elíptica, base aguda a atenuada, ápice acuminado, margem inteira a sinuosa; 7 nervuras acródromas, 1–1,5 cm suprabasais; domácias marsupiformes presentes. Cimóides corimbiformes, 4–7 cm, terminais e pseudo-axilares, eretos, sésseis a 1,5–3 cm compr. pedunculados; brácteas espatuladas e profilos largo-ovados. Flores com hipanto 4-5 x 5–7 mm; cálice ca. 1 mm, inconspícuo-bilobado; pétalas 22–27 × 18–20 mm; estames ante-sépalos com filetes 12–14 mm, anteras 12–14 mm, porção ascendente do apêndice 3–4 mm, antepétalos com filetes 16–19 mm, anteras 5–8 mm, porção ascendente do apêndice 2,5–3,5 mm, ambos com filetes alvos, anteras alvas, conectivo amarelo, porção ascendente do apêndice bituberculada, porção basal calcarada; ovário 3–4 × 3–4 mm, 2/3-livres, estilete 15–18 mm. Velatídios 6–7 × 6–7 mm; sementes 0,8–1 mm, testa rugosa.

Material selecionado: Parati: 15.III.2006, fl. e fr., *J. F. Baumgratz et al. 891* (RB).

Endêmica do estado do Rio de Janeiro, onde ocorre na extremidade sul da Serra do Mar, no Parque Nacional da Bocaina, em floresta atlântica de encosta adjacente ao litoral, em torno de 650 m de altitude. Devido ao microendemismo e à única coleta, pode ser considerada como Criticamente Ameaçada (CR–B2a). Coletada com flores e frutos em março.

Agradecimentos

A CAPES e ao CNPq, pelas bolsas concedidas ao primeiro e segundo autores, respectivamente. À FAPERJ, pelo apoio concedido à pesquisa. Ao IBAMA, pelo apoio e autorização de coleta em Unidades de Conservação. Aos diretores dos Parques Nacionais e Reservas, pela disponibilidade da infraestrutura. À ilustradora botânica Maria Alice de Rezende, pela confecção das ilustrações. Aos

Curadores dos herbários, pelo empréstimo de material e envio de fotografias e imagens digitalizadas.

Referências Bibliográficas

Baumgratz, J. F. A. 1985. Morfologia dos frutos e sementes de Melastomataceae brasileiras. Arch. Jard. Bot. Rio de Janeiro 27: 113-155.

Baumgratz, J. F. A.; Souza, M. L. D. R.; Carraça, D. C. & Abbas, B. A. 2006. Melastomataceae na Reserva Biológica de Poço das Antas, Silva Jardim, Rio de Janeiro, Brasil: aspectos florísticos e taxonômicos. Rodriguésia 57(3): 591-646.

Baumgratz, J. F. A.; Souza, M. L. D. R. & Tavares, R. A. M. 2007. Melastomataceae na Reserva Ecológica de Macaé de Cima, Nova Friburgo, Rio de Janeiro, Brasil. I - Tribos Bertolonieae, Merianieae e Micolicieae. Rodriguésia 58(4): 797-822.

Cogniaux, A. 1883-88. Melastomaceae. *In:* Martius, C. F. P. & Eichler, A. G. Flora brasiliensis. Monachii, Lipsiae Frid. Fleischer, 14(3): 1-510, 14(4): 1-656.

Cogniaux, A. 1891. Melastomaceae. *In:* Candolle, A. & Candolle, C. Monographiae Phanerogamarum. Paris, G. Masson, v. 7, 1256p.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L. C. 1990. Index Herbariorum. Part I: The Herbaria of the world. Regnum vegetabile. 8 ed., New York, New York Botanical Garden, 693p.

IBGE (Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística). 2007. Disponível em: [http://www.ibge.gov.br]. Acesso em V.2007.

IUCN. 2007. Red List Categories and Criteria Version 3.1. The world Conservation Union. Disponível em: [http://iucn.org/themes/ssc/redlists/RLcats2001booklet.html]. Acesso em V.2007.

Pereira, E. 1966. Flora da Guanabara – V. Melastomataceae III (Final). Tribos: Miconieae, Merianieae, Bertolonieae e Microlicieae. Rodriguésia 25(37): 181-202.

Radford, A. E.; Dickison, W. C.; Massey, J. R. & Bell, C. R. 1974. Vascular plant systematics. Harper & Row, New York, 891p.

Santos Filho, L. A. F. & Baumgratz, J. F. A. 2008. Melastomataceae. *In*: Programa Diversidade Taxonômica/JBRJ (org.). Checklist da flora do Rio de Janeiro. Disponível em: [http://www.jbrj.gov.br/pesquisa/div_tax/acessobd.php]. Acesso em III.2008.

Silva, K. C. & Baumgratz, J. F. A. 2008. *Henriettea* e *Henriettella* (Melastomataceae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. Rodriguésia 59(4): 887-897.

Triana, J. 1871. Les Mélastomacées. Transactions of the Linnean Society of London. Botany. London 28(1): 1-188.

Veloso, H. P.; Rangel Filho, A. L. R. & Lima, J. C. A. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. IBGE, Rio de Janeiro, 116p.

Weberling, F. 1988. The architeture of inflorescences in the Myrtales. Annals of Missouri Botanical Garden 75: 226-310.

Lista de Coleções:

Ab, A.: 87 (6); 2274 (6). **Adamek, D.M.**: 212 (6), 213 (6), 214 (6), 215 (6), 216 (6), 217 (6), 218 (6), 219 (6), 220 (6), 221 (6), 222 (6), 223 (6), 224 (6), 225 (6), 226 (6). **Aldenbit, W.**: 311 (6). **Almeida, A.L.**: 26 (1), 29 (7). **Anderson, W.R.**: 11695 (3). **Andrade, A.J.**: R 165941 (6). **Araújo, D.**: 1010 (3), **Araújo, I.A.**: 108 (1). **Barbosa, A.**: 215 (6). **Barros, A.A.M.**: 1428 (4). **Barros, D.**: 1020 (1). **Baumgratz, J.F.A.**: 455 (1), 459 (1), 470 (7), 543 (7), 634 (7), 891 (8), 915 (1), 959 (7), 960 (7). **Botelho, M.**: GUA 38369 (3). **Bovini, M.G.**: 42 (6), 794 (6), 821 (3). **Brade, A.C.**: 9213 (6), 10672 (3), 11736 (7), 11952 (3), 16301 (6). **Braga, J.M.A.**: 4203 (4). **Braga, P.I.**: 2410 (3). **Campos Porto, P.**: 615 (3), 667(1), 1549 (1). **Capanema**: RB 5191 (4). **Chiavegatto, B.**: 133 (6), 136 (6), 137 (2), 138 (1). **Claussen**: 40 (1). **Dionísio**: RB 311 (7). **Dreseni, P.**: 782 (1). **Duarte, A.P.**: 133 (3), 297 (3), 4116 (3). **Duarte, W.**: RB 46860 (6). **Emygdio, L.**: R 38563 (1), R 41557 (6). **Farney, C.**: 567 (3). **Fernandes, D.**: 631 (3), 708 (6). **Fogaça, L.C.**: 45 (1).

Fontoura, T.: 185 (1). **Forzza, R.C.**: 2421 (6). **Fromm, E.**: 1124 (3). **Fzerkrohn, E.**: RBR 8629 (3). **Gardner, G.**: 5709 (2); **Giordano, L.C.**: 956 (3), 1721 (3). **Glaziou, A.F.M.**: 616 (6), 1089 (3), 2991 (3), 10759 (6), 11964 (6), 13859 (7), 16033 (6), 16814 (1), 16822 (7), 17531 (1), 17930 (6), 2571 (4). **Gomes, V.L.**: 01 (3). **Guapiassú, M.**: 11 (3). **Guedes, R.**: 2115 (7), 2136 (7), 2358 (7). **Hatschbach, G.**: 11466 (6). **Hoehne, W.**: 410 (3), 5616 (3), SP 17359 (5). **Kuhlman, J.G.**: 578 (3), RB 69115 (3), RB 102664 (3). **Lanstyack, L.**: 109 (1). **Leitman, P.**: 45 (7). **Lima, H.C.**: 263 (6), 1037 (7), 1060 (7), 3380 (7). **Lobão, A.**: 457 (3). **Luschanth, :** 13 (3). **Marquete, R.**: 89 (3), 131 (3), 322 (3). **Martinelli, G.**: 12378 (7). **Martins, H.F.**: 298 (3), **Mautone, L.**: 385 (6). **Moura, J.T.**: R 149601 (6). **Nadruz, M.**: 492 (3), 1890 (6), 1902 (6), 1913 (6). **Occhioni, P.**: 233 (3), 224 (3), 1026 (6), 4544 (3), 5995 (6), RB 51056 (3), 132034 (3), RFA 5307 (6). **Oliveira, C.A.L.**: 499 (3), 534 (3), 991 (3), 2252 (3). **Pabst, G.**: 4700 (6), 5653 (6), 6924 (3), 9137 (6). **Paleria, M.**: 8455 (6). **Paula, C.H.R.**: 633 (6). **Pereira, E.**: 225 (6), 403 (6), 3776 (3), 4479 (3), 4545 (3), RB 111524, (3), 1311 (7). **Pereira, T.S.**: RB 296460 (1). **Perón, M.**: 789 (7), 801 (7). **Pessoa, S.V.A.**: 34 (6), 63 (3). **Pinheiro, F.C.**: 847 (7). **Pinto, R.**: 01 (3). **Pohl, J.E.B.**: 5263 (5); **Prieto, P.V.**: 880 (7). **Quinet, A.**: 69 (7). **Ramos, W.D.**: 05, R 857 (1). **Ribeiro, R.**: 66 (5), 946 (3), 1035 (3), 1130 (3), GUA 42357 (3). **Riedel, L.**: 424 (7); 425 (6); 1250 (3). **Rivello, N.**: 07 (3). **Rizzini**: 461 (2). **Rocha, E.S.F.**: 1085 (3). **Rose, L.**: 40 (6). **Sampaio, A.J.**: 2706 (6). **Santos Lima, J.**: 13231 (7). **Santos, M.**: 19 (3). **Schott**: 4169 (3). **Schwacke, C.A.W.**: 4868 (6), 5963 (6). **Silva, F.**: 62 (3). **Silva, S.A.S.**: 10 (3). **Sodré, S.R.**: 155 (3). **Sucre, D.**: 6453 (3). **Sylvestre, L.S.**: RB 293940 (1). **Ule, E.**: R 149602 (6), R 149606 (6), R 149570 (3), R 167064 (6). **Vaz, A.F.**: 557 (3), 642 (6). **Velloso, H.**: R 643 (7). **Wesenberg, J.**: 122 (6), 487 (6), 488 (6), 747 (6), 748 (6), 793 (6). **Wildgren, J.F.**: 1257 (3), 5692 (3).

Morfoanatomia de espécies brasileiras de *Oxypetalum* (Asclepiadoideae–Apocynaceae)[1]

Nilda Marquete F. Silva[2,4,6], *Maria da Conceição Valente*[2], *Jorge Fontella Pereira*[3,4], *Gilberto Menezes Amado Filho*[2,4] & *Leonardo R. Andrade*[5]

Resumo

(Morfoanatomia de espécies brasileiras de *Oxypetalum* (Asclepiadoideae–Apocynaceae). É apresentado o estudo morfoanatômico dos 25 táxons do gênero *Oxypetalum*, que reúne cerca de 130 espécies distribuídas na América Central e América do Sul. O presente trabalho apresenta a morfologia externa da flor juntamente com aspectos anatômicos, sob microscopia óptica e microscopia eletrônica de varredura (MEV). Presença de feixes bicolaterais, idioblastos cristalíferos e, nas regiões intersepalares, de coléteres são assinaladas. A corona consiste de cinco segmentos parenquimatosos vascularizados ou não. No que concerne ao estabelecimento dos transladores (retináculo e caudículas), verifica-se que são formados pela substância viscosa exsudada pelas células secretoras que revestem a cabeça estilar. Esses resultados possibilitam uma melhor compreensão das características florais e reconhecimento dos táxons dentro do gênero, principalmente a partir das variações observadas na corona, polinários e apêndices estilares.

Palavras-chave: morfologia, anatomia, coléteres e transladores, Asclepiadaceae, MEV.

Abstract

(Morpho-anatomy of Brazilian species of *Oxypetalum* (Asclepiadoideae–Apocynaceae). The morpho-anatomical studies in 25 taxa of *Oxypetalum* are presented. The genus comprises about 130 species distributed in Central and South America. The external morphology of the flower was studied together with the anatomic and SEM analysis, to provide better understanding of these organs. The presence of bicollateral bundles, crystalliferous idioblasts and sepals with colleter was observed. The corona consists of five parenchymatous lobes with or without vascularization. The translators (retinaculum and caudicula) are formed from a viscous exsudate of the secretory cells which cover the stylar head. These results enhance the understanding of the floral characteristics and can be used towards the identification of the taxa within the genus, mainly considering the distinct morphology of corona, pollinaria and style appendage.

Key words: morphology, anatomy, collecter and translators, Asclepiadaceae, SEM.

Introdução

Asclepiadoideae está representada por 250 gêneros e de 2.000 a 3.000 espécies (Rapini *et al.* 2001), distribuídos nos trópicos e subtrópicos, especialmente da América do Sul e África do Sul. No Brasil, assinalam-se cerca de 38 gêneros e 492 espécies, com preferência, principalmente, pelas formações vegetacionais das florestas secundárias e regiões de campo e cerrado (Barroso *et al.* 1986). O estudo das espécies desta subfamília desperta interesse, principalmente, pela distinção morfológica de suas flores, consideradas entre as mais complexas nas Angiospermas.

De acordo com Endress (1994), nas flores de Asclepiadoideae ocorre uma fusão, não somente entre membros do mesmo elemento estrutural, como também entre verticilos diferentes, principalmente estames e carpelos. Apesar de apresentarem em suas flores todos os verticilos comuns à maioria das Angiospermae, as Asclepiadoideae são caracterizadas por um conjunto de modificações correspondentes a soldaduras organizadas, que vão originar estruturas diferentes com alterações de funções.

Artigo recebido em 08/2006. Aceito para publicação em 03/2008.

[1]Parte da Tese de Doutorado do primeiro autor apresentada na UFRJ – Museu Nacional.

[2]Pesquisadores do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro.
[3]Pesquisador do Museu Nacional.
[4]Bolsistas do CNPq.
[5]Pesquisador do Laboratório de Biominalização do Instituto de Ciências Biológicas CCS/UFRJ.
[6]Autor para correspondência: nmarquet@jbrj.gov.br

Os verticilos florais surgem inicialmente como nas demais Angiospermae. Entretanto, a partir de fusões congênitas e posgênitas originam-se outros elementos como, por exemplo, a corona que resulta da fusão congênita da corola e do androceu. Por outro lado, o ginostégio e o polinário, assim como a trilha de guia (armadilha para os insetos visitantes), surgem em conseqüência da soldadura posgênita do androceu com o gineceu (Endress 1994).

A corona e os transladores são formados num estádio mais tardio do desenvolvimento da flor. Segundo Kunze (1990) e Endress (1994), quanto à morfologia externa, a corona se desenvolve após a corola e androceu terem alcançado um estádio avançado de desenvolvimento.

O gênero *Oxypetalum* está representado por cerca de 130 espécies neotropicias (Rapini *et al.* 2001). No Brasil, ocorrem cerca de 115 espécies, distribuídas principalmente na floresta pluvial atlântica, na restinga, nos campo rupestres, em campo altimontanos e em floresta secundária.

Oxypetalum é bem definido, embora suas espécies apresentem ampla variabilidade morfológica, o que dificulta consideravelmente a delimitação das mesmas. Caracteriza-se por apresentar flores caudículas expandidas com uma membrana provida de dente (apêndice espessado) exserto ou incluso, ginostégio séssil ou subséssil, segmentos da corona inseridos no tubo da corola e no tubo estaminal, corona de origem corolina e estaminal e apêndice estilar mais ou menos bífido, crateriforme ou aplanado (Marquete 2003).

Neste trabalho são explorados aspectos morfológicos e anatômicos dos órgãos vegetativos e reprodutivos de *Oxypetalum* visando, principalmente, tornar mais compreensível a morfologia de suas flores. Pretende-se também complementar com dados morfoanatômicos o estudo taxonômico de espécies de *Oxypetalum* realizado por Marquete (2003) e Marquete *et al.* (2007), contribuindo para um conhecimento do gênero.

Material e Métodos

O estudo foi baseado em análise morfológica comparativa das estruturas vegetativas, florais e do fruto em 25 táxons relacionados a seguir: *O. alpinum* (Vell.) Fontella & E.A.Schwarz var. *alpinum*, *O. appendiculatum* Mart., *O. arachnoideum* E.Fourn., *O. banksii* Schult. subsp. *banksii*, *O. banksii* subsp. *corymbiferum* (E.Fourn.) Fontella & C.Valente, *O. cordifolium* (Vent.) Schltr. subsp. *brasiliense* (Decne.) Fontella & Goyder, *O. cordifolium* (Vent.) Schltr. subsp. *pedicellatum* (Decne.) Fontella & Goyder, *O. costae* Occhioni, *O. glaziovianum* Loes., *O. glaziovii* (E.Fourn.) Fontella & Marquete, *O. insigne* (Decne.) Malme var. *insigne*, *O. insigne* var. *glabrum* (Decne.) Fontella & E.A.Schwarz, *O. insigne* var. *glaziovii* (E.Fourn.) Fontella & E.A.Schwarz, *O. jacobinae* Decne., *O. lanatum* Decne. *ex.* E.Fourn., *O. lutescens* E.Fourn., *O. molle* Hook. & Arn., *O. pachyglossum* Decne., *O. pannosum* Decne. var. *pannosum*, *O. patulum* E.Fourn., *O. pilosum* Gardner, *O. regnellii* (Malme) Malme, *O. schottii* E.Fourn., *O. sublanatum* Malme e *O. wightianum* Hook. & Arn., provenientes de vasto material cedido por empréstimo dos seguintes herbários: BHCB, BOTU, CEN, CVRD, ESA, ESAL, F, GFJP, GUA, HB, HBR, HRB, HRCB, HUEFS, IBGE, INPA, MBM, NY, OUPR, PAMG, R, RB, RBR, RFA, RUSU, UB, UFG, S, SP, SPF e TER (Holmgren *et al.* 1990) ou de coletas efetuadas pelos autores.

Para a análise histológica das estruturas florais, botões em vários estádios de desenvolvimento de *O. banksii* subsp. *banksii* e *O. insigne* var. *insigne* provenientes da restinga do Grumari no Rio de Janeiro e em Minas Gerais, no Município de Ouro Preto (J.A. Jesus 1326 e 1491 - RB) e N.Marquete *et al.* 295 (RB) respectivamente, foram fixados em FAA 70% (Johansen 1940). O material foi incluído em parafina e processado de acordo com as técnicas usuais para estudos anatômicos (Johansen 1940). As lâminas permanentes foram coradas com o azul de astra e fucsina básica (Luque *et al.* 1996). Efetuaram-se

testes histoquímicos, em botões florais recém coletados, para comprovar a presença de cutina e lignina, a natureza dos cristais e a presença de néctar. Foram utilizados sudan IV para evidenciar cutina, floroglucina em meio ácido para indicar a presença de lignina (Sass 1940), e os ácidos acético glacial, clorídrico e sulfúrico diluídos para detectar o oxalato de cálcio (Johansen 1940) e a presença de açúcares, comprovada pelo reagente de Fehling (Purvis et al. 1964).

As observações do indumento e coléteres nas diferentes estruturas florais, ao microscópio eletrônico de varredura, foram executadas em *O. insigne* var. *insigne*, *O. insigne* var. *glaziovii* e *O. appendiculatum* (N. Marquete *et al.* 369, 450 e 293 - RB). Para tanto, fragmentos do botão floral foram fixados em paraformaldeído 4% e glutaraldeído 2,5%, em tampão PIPES 0,1 M (pH=7.3). Após a fixação, o material foi lavado em tampão e posteriormente desidratado em série crescente de acetona até 100% (Hayat 1981), seguindo-se a secagem no aparelho de ponto crítico (Balzers/Union CPD 020). As amostras foram então montadas diretamente em suportes de alumínio, metalizadas com ouro e observadas em microscópio de varredura JEOL 5310, operado em 20 kV.

Para análise da vascularização das peças florais, flores herborizadas e re-hidratadas, de todos os táxons foram clarificadas com hidróxido de sódio 5% durante dois dias. A seguir, o material foi lavado em água destilada, corado com safranina 5% e montado entre lâmina e lamínula, em glicerina 50%. As observações e os desenhos foram realizados ao microscópio óptico equipado com câmara-clara e os desenhos das lacínias da corola em microscópio estereoscópio. Somente *O. costae, O. glazioviamum O. lutescens* e *O. schottii* não foram estudadas tendo em vista o material estar mal representado nos herbários consultados ou tratar-se de tipo nomenclatural.

A morfologia dos polinários foi analisada em todos os táxons, exceto em *O. lutescens* representada apenas pela coleção-tipo. Para esta análise utilizou-se material herborizado. As flores foram hidratadas e os polinários removidos para mensuração das estruturas (retináculo, caudículas e polínias), em até quinze polinários por espécie, dependendo da disponibilidade do material. Em seguida, os polinários foram submetidos ao hidróxido de sódio 2%, até a completa clarificação, e posteriormente lavados em água destilada. O material citado foi então medido com relação ao comprimento e a largura dos retináculos e polínias, bem como quanto ao comprimento das caudículas, dentes e pedículos.

Os desenhos foram realizados em microscópio óptico Carl Zeiss equipado com câmara-clara. Nas figuras da morfologia externa, vascularização das peças florais, polinários e eletromicrografias, citou-se o material utilizado pelo nome e número do coletor.

Resultados e Discussão

Hábito de crescimento: A maioria dos táxons aqui estudados possui porte volúvel (Tab. 1, Fig. 1a); apenas *O. patulum* (Fig. 1b) apresenta porte ereto. Segundo observações de coletores, registradas em etiquetas de herbário, as espécies de *Oxypetalum* apresentam porte ereto em vegetação de campo, campo altimontano, campo rupestre e cerrado e em geral são volúveis em floresta secundária, cerrado, restinga e campo.

Sistema radicular: como observado para *O. glaziovii,* o sistema radicular é axial, possui cor amarelo-pálida e é por vezes tuberoso profundo e com raízes secundárias horizontais (Fig. 1c-d).

Fontella-Pereira *et al.* (1984), estudando as espécies de *Oxypetalum* ocorrentes em Ouro Preto (MG), registram a presença de xilopódio para *O. strictum* subsp. *strictum*; entretanto essa ocorrência não foi confirmada neste estudo.

Caule: em todos os táxons estudados os caules variam entre volúveis (Fig. 1e-f) e eretos, sempre com base sublenhosa. Porém, para o gênero, tem-se registros de espécies com

Tabela 1 – Caracteres vegetativos de 25 táxons de *Oxypetalum*

Táxons estudados	Caracteres vegetativos						
	Porte	Ramos	Pecíolo	Forma (folha)	Ápice (folha)	Base (folha)	Padrão de nervação
O. alpinum var. *alpinum*	volúvel	glabrescentes	curto	estreito-oblonga a lanceolada	acuminado	cordada	broquidódromo
O. appendiculatum	volúvel	tomentosos a pubescentes	curto	oblonga a ovado-lanceolada	acuminado	cordada	camptobroquidódromo
O. arachnoideum	volúvel	tomentosos	curto	cordiforme	acuminado ou caudado	cordada	camptobroquidódromo
O .banksii subsp. *banskii*	volúvel	tomentosos a pubescentes	longo	ovada a oblonga	acuminado ou agudo	cordada ou auriculada	camptobroquidódromo
O. banksii subsp. *corymbiforme*	volúvel	tomentosos a pubescentes	longo	ovada, ovado-oblonga	acuminado ou mucronado	cordada	camptobroquidódromo
O. cordifolium subsp. *brasiliense*	volúvel	puberulentos a glabrescentes	curto	ovado-triangular, ovada ou cordiforme	acuminado ou agudo	cordada ou auriculada	camptobroquidódromo
O. cordifolium subsp. *pedicellatum*	volúvel	glabrescentes	longo	ovada a lanceolada	acuminado ou longo-acuminado	cordada ou auriculada	camptobroquidódromo
O. costae	volúvel	tomentosos	longo	ovada	acuminado	cordada	camptobroquidódromo
O. glazioviamum	volúvel	puberulentos	curto	oblonga ou suboblonga	agudo-mucronado	cordada	broquidódromo
O. glaziovii	volúvel	puberulentos	curto	ovada	acuminado	cordada	broquidódromo
O. insigne var. *insigne*	volúvel	tomentosos	curto	ovada a obovada, eliptica a estreito-eliptica	acuminado a mucronado	cordada	broquidódromo
O. insigne var. *glabrum*	volúvel	glabros ou levemente pubescentes	curto	eliptica, oblonga, lanceolada ou ovado-lanceolada	levemente acuminado	subcordada ou arredondada	broquidódromo

Táxons estudados	**Caracteres vegetativos**						
	Porte	**Ramos**	**Pecíolo**	**Forma (folha)**	**Ápice (folha)**	**Base (folha)**	**Padrão de nervação**
O. insigne var. *glaziovii*	volúvel	pubescentes ou glabrescentes	curto	ovada ou ovado-lanceolada	acuminado	subcordada ou arredondada	broquidódromo
O. jacobinae	volúvel	tomentosos	curto	ovado-oblonga ou obovado-oblonga	acuminado	subcordada ou auriculada	camptobroquidódromo
O. lanatum	volúvel	lanosos	curto	ovada ou oblongo-ovada	agudo ou mucronado	subcordada	camptobroquidódromo
O. lutescens	volúvel	vilosos	curto	ovado-lanceolada ou ovada	acuminado	truncada ou subcordada	(*)
O. molle	volúvel	tomentosos ou velutinos	curto	oval-lanceolada	acuminado	subcordada a truncada	camptobroquidódromo
O. pachyglossum	volúvel	pubescentes a glabros	curto	oblonga a oblongo-lanceolada	acuminado	cordada	broquidódromo
O. pannosum var. *pannosum*	volúvcl	lanosos	curto	ovado-triangular a oblongo-ovada	acuminado	cordada ou subcordada	camptobroquidódromo
O. patulum	ereto	viloso-hirsutos	curto	ovada ou elíptica	agudo ou mucronado	cordada ou arredondada	camptobroquidódromo
O. pilosum	volúvel	pubescentes	curto	ovada, ovado-lanceolada ou suboblonga	acuminado	cordada	camptobroquidódromo
O. regnellii	volúvel	pubescentes	longo	ovado-triangular	agudo ou acuminado	cordada ou sagitado-cordada	camptobroquidódromo
O. schottii	volúvel	lanoso-tomentosos	curto	elíptica ou ovado-lanceolada	acuminado	cordada ou subcordada	camptobroquidódromo
O. sublanatum	volúvel	vilosos, lanosos ou pubescentes	curto	oblonga ou ovado-oblonga	agudo ou mucronado	cordada ou subcordada	broquidódromo
O. wightianum	volúvel	tomentosos	curto	lanceolado-oblongo, ovado-triangular	acuminado	cordada a sagitada	camptobroquidódromo

(*) não visto, pois a espécie está representada apenas pela coleção tipo.

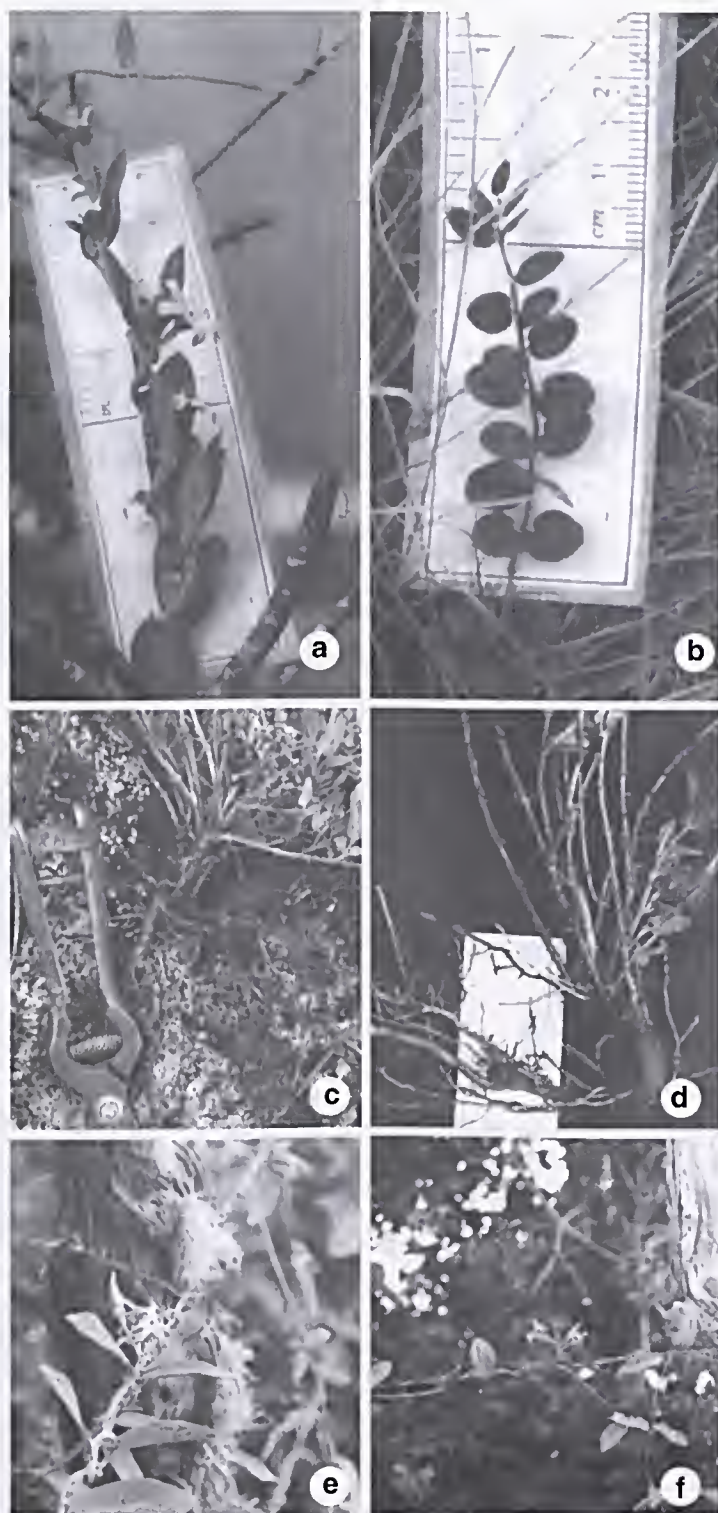



Figura 1 – Tipos habito, sistema radicular e ramos. a. hábito ereto de *Oxypetalum patulum* (*Marquete 340*); b. hábito volúvel de *O. lanatum* (*Marquete 354*); c-d. *O. glaziovii* – c. sistema radicular; d. raiz axial com uma torção e prosseguindo o seu desenvolvimento horizontal à superfície (*Marquete 451*); e-f. ramos volúveis de *O. insigne* var. *glaziovii* (*Giordano 2476*).

caules herbáceos, os quais podem ser suberetos, prostrados ou reptantes.

O látex presente em todos os órgãos da planta é leitoso, abundante e de cor branca. Segundo Solereder (1908), Occhioni (1956), Metcalfe & Chalk (1965), Fontella-Pereira *et al.* (1971) e Valente *et al.* (1971) os caules das Asclepiadoideac possuem tubos laticíferos articulados.

Os ramos são sinistrorsos e sc enrolam em arbustos ou pequenas árvores, atingindo de 0,5 a 8 metros de altura.

Folhas: as folhas são simples, opostas, com pecíolos (Fig. 2) curtos (0,3–4 cm) ou longos (1–7,2 cm). As lâminas, de tamanho variado, são largas a lineares, e possuem ápices agudos, acuminados, mucronados e às vezes caudados; a base é freqüentemente cordada, podendo ser também auriculada, subcordada ou arredondada (Tab. 1, Fig. 2a-k). A consistência é variável, predominando a papirácea ou membranácea, podendo ocorrer também folhas coriáceas.

Possuem 1–3 ou mais coléteres, em posição adaxial, na base da folha, próximo ao ponto de inserção do pecíolo. Estas estruturas, que podem ser digitiformes, subcilíndricas ou cônicas são denominadas "emergências glandulares" por Fontella-Pereira *et al.* (1971) e Fontella-Pereira (1977), "glândulas" por Decaisne (1844), Fournier (1885), Malme (1927, 1939), Meyer (1944) e Occhioni (1956) e "pêlos glandulares" por Fontella-Pereira & Marquete (1971) e Valente *et al.* (1971).

Fontella-Pereira & Marquete (1974, 1975) observaram a ocorrência de tais emergências, não na base da face adaxial da lâmina foliar, mas lateralmente na base dos pecíolos. Essas emergências são também consideradas coléteres por Rapini *et al.* (2001) e Schwarz & Furlan (2002) ou nectários extraflorais por (Arckal & Ramakrishna 1980).

Em *O. insigne* var. *insigne* os coléteres foliares são constituídos por uma epiderme uniestratificada de células secretoras em paliçada, as quais mostram-se recobertas por uma camada cuticular delgada; abaixo da epiderme observa-se um tecido parênquimático de células heterodimensionais.

Rio *et al.* (2002) evidenciaram a presença de mucilagem nos coléteres foliares de *Prestonia coalita*. A atividade secretora está relacionada à função destas estruturas que é proteger as gemas e, conseqüentemente, os meristemas (Fahn 1979).

O padrão de nervação pode ser do tipo camptobroquidódromo ou broquidódromo (Tab. 1).

Inflorescência: as inflorescências das espécies de *Oxypetalum* estudadas são monotélicas e ocorrem em posição subaxilar sendo providas apenas de prófilos. São dos tipos dicásio siadióides corimbiforme (Fig. 3a), dicásio siadióides umbeliforme (Fig. 3b), cimóide corimbiforme (Fig. 3c) e siadióide (Fig. 3d) (Tab. 2).

As inflorescências de Asclepiadoideae têm sido caracterizadas como sistemas terminais tirsóidais (Liede & Weberling 1995). Aparecem em posição subaxilar, pois são originadas no ápice do ramo e deslocadas lateralmente pelo desenvolvimento da gema vegetativa que dá continuidade ao ramo principal, compondo um sistema simpodial (Rapini *et al.* 2001). A partir desse padrão básico, o tirsóide sofre várias reduções de seus entrenós basais, com redução também no número de flores, resultando em siadióides (Troll 1964; Weberling 1989).

Flor: são actinomórficas, completas, isostêmones, pentâmeras e possuem ovário súpero formado por dois carpelos livres.

O cálice é de cor verde ou esverdeada curtamente fusionado na base e dividido em cinco sépalas, com prefloração valvar, quincuncial ou imbricada. As sépalas são freqüentemente glabras na face adaxial e com denso indumento na face abaxial em *O. insigne* var. *insigne* (Fig. 4a).

Em *O. insigne* var. *insigne*, cada lacínia possui epiderme uniestratificada formada por células heterodimensionais e revestidas por uma camada cuticular delgada e lisa; ocorrem tricomas pluricelulares apenas na face abaxial

Figura 2 – Variação na forma da lâmina foliar. a. *Oxypetalum regnellii* – ovado-triangular e base cordada (*Brade 16777*); b. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* – cordiforme, base cordada (*Sucre 2724*); c. *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* – ovada, base auriculada (*Bovini 842*); d. *O. insigne* var. *glabrum* – oblonga, base subcordada (*Lombardi 1023*); e. *O. insigne* var. *glaziovii* – ovado-lanceolada, base subcordada (*Marquete 450*); f. *O. alpinum* var. *alpinum* – lanceolada, base cordada (*Pereira 37*); g. *O. patulum* – elíptica, base subcordada (*Marquete 340a*); h. *O. schottii* – sublanceolada, base cordada (*Góes 788*); i. *O. insigne* var. *insigne* – elíptica, base cordada (*Brade 14551*); j. *O. jacobinae* – ovado-oblonga, base subcordada (*Bianchini 462*); k. *O. molle* – oval-lanceolada, base subcordada (*Marquete 285*).

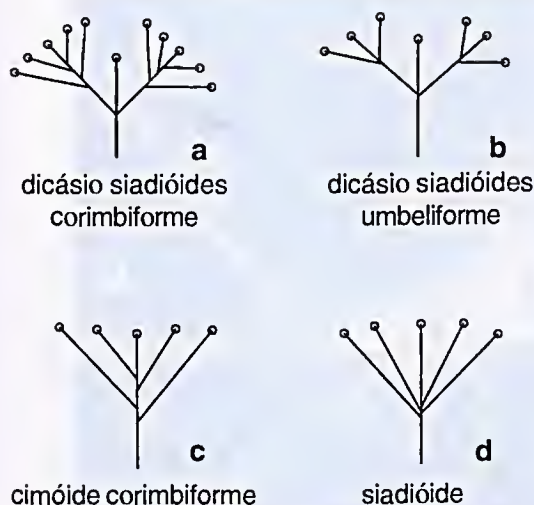



Figura 3 – Esquemas dos tipos de inflorescência em espécies de *Oxypetalum*.

além de raros estômatos situados no mesmo nível das demais células epidérmicas. O mesofilo apresenta células parênquimáticas heterodimensionais de paredes delgadas, apresentando-se mais compactadas logo abaixo da epiderme, enquanto na parte mediana aparecem alguns espaços intercelulares. Este parênquima é percorrido por 5–6 feixes vasculares colaterais.

As sépalas são geralmente lineares ou lanceoladas, podendo ser também triangulares, ovado-acuminadas ou oblongo-lanceoladas. Na face adaxial são providas de 1–3 coléteres nas regiões intersepalares, como observado para *O. jacobinae* e *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* . Um número maior de coléteres distribuídos por toda a fauce do cálice aparece em *O. patulum* e *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum*. Os coléteres são geralmente cônicos (Fig. 4b-c, e), digitiformes (Fig. 4d, h) ou subcilíndricos (Fig. 4g), e apresentam, às vezes um pedículo de dimensões diminutas (0,15–0,58 mm), como observado para *O. appendiculatum* (Fig. 4b), *O. insigne* var. *insigne* (Fig. 4c) e *O. insigne* var. *glaziovii* (Fig. 4d), e *O. jacobinae* (Fig. 4f). Assim como nas folhas, são constituídos por uma epiderme uniestratificada de células secretoras, dispostas em paliçada e revestidas por uma cutícula delgada. Internamente encontra-se um parênquima com células de dimensões variáveis, e ausência de vascularização (Fig. 4e).

Tais coléteres são semelhantes aos descritos por Appezato-da-Glória & Estelita (2000) para *Mandevilla illustris* e *M. velutina* (Apocynaceae) e por Rio *et al.* (2002) para *Prestonia coalita* (Apocynaceae), exceto pela ausência de vascularização, laticíferos e idioblastos taníferos nos coléteres das espécies aqui estudadas. Valente (1977) evidenciou a presença de idioblastos cristalíferos com drusas de oxalato de cálcio e néctar nos coléteres de *O. banksii* subsp. *banksii* corroborando este estudo.

Os coléteres presentes nas flores de *Matelea maritima* subsp. *ganglinosa* são nectaríferos (Valente 1995), como também observado nas espécies aqui estudadas.

A corola é simpétala e pode ser campanulada ou subcampanulada com cinco lacínias (Fig. 5) de cores variadas, predominando as cores rosa, amarelo, esverdeado ou alva. Concavidades na face interna do tubo da corola aparecem em *O. banksii* subsp. *banksii* e nos táxons subordinados a *O. insigne*, *O. pannosum* var. *pannosum*, *O. patulum*, *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (Fig. 5a) e *O. pilosum*. Estas concavidades estão situadas entre as sépalas e podem ser observadas externamente, pois se apresentam projetadas radialmente. Segundo Vieira (1998) elas funcionam como reservatório de recurso floral e ampliam o espaço dentro do tubo da corola, desde a sua base, como observado em *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum*.

As lacínias, de prefloração imbricada ou contorta, são comumente lanceoladas, lineares, triangulares, obovadas ou oblongas, planas ou mais freqüentemente, torcidas ou espiraladas. De acordo com sua posição, em relação ao tubo (Tab. 2), podem se apresentar eretas (Fig. 5b), suberetas, reflexas (Fig. 5c) ou patentes (Fig. 5d).

Podem ser glabras a glabrescentes, ou com o indumento da face adaxial tomentoso ou papiloso na fauce da corola ou na base das

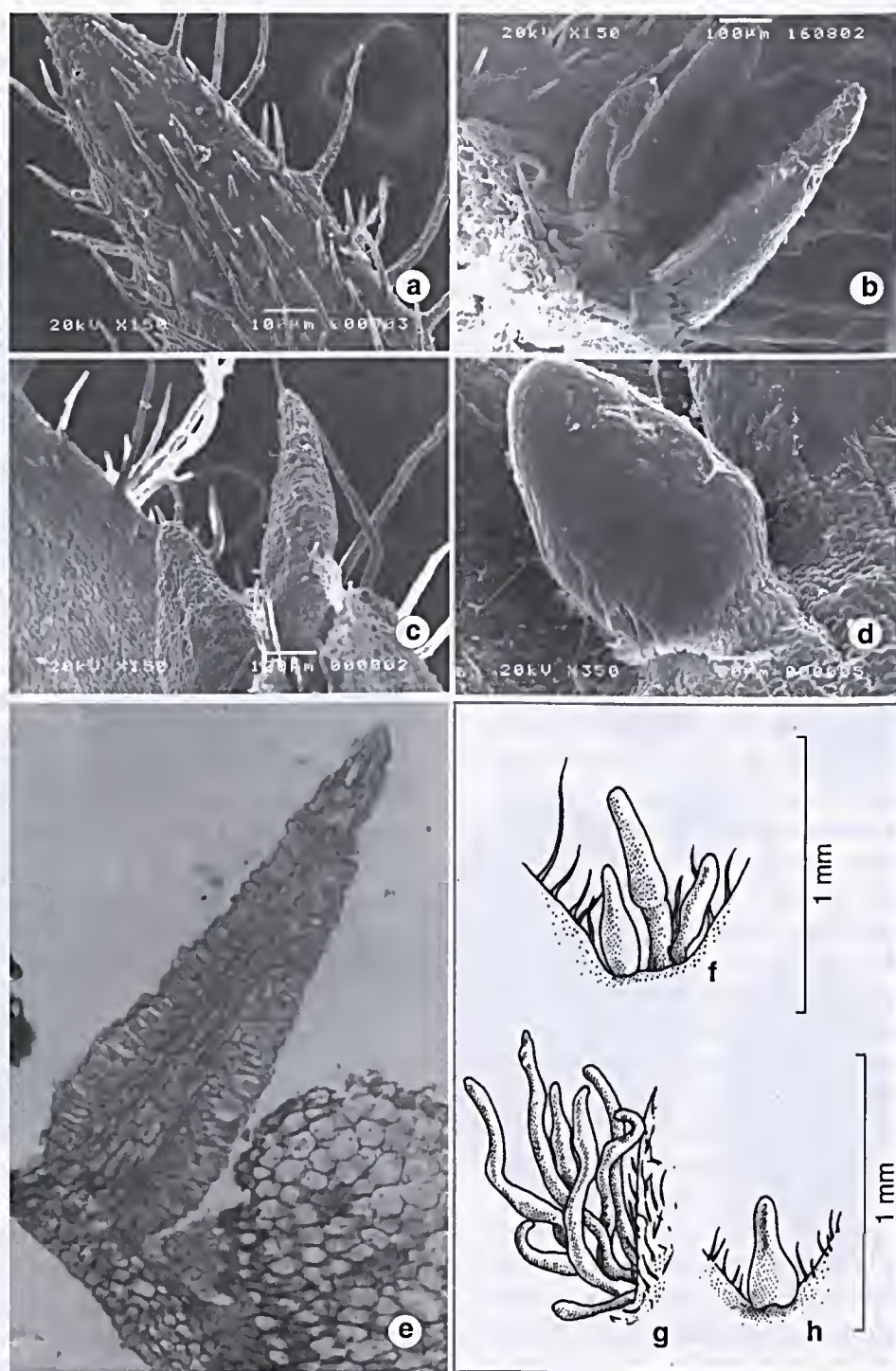



Figura 4 – a. *O. insigne* var. *insigne* – indumento na face adaxial da sépala (*Marquete 369*); b-h. coléteres nas sépalas – b. *O. appendiculatum* (*Marquete 293*); c. *O. insigne* var. *insigne*: (*Marquete 369*); d. *O. insigne* var. *glaziovii* (*Marquete 450*); e. *O. insigne* var. *insigne* (*Marquete 295*); f. *O. jacobinae* (J.P.Fontella 1023, W.Vidal 362, M.Vidal 392, R.Fortunato & M.P.Coons); g. *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (*Occhioni 5712*); h. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* (*Marquete 447*).

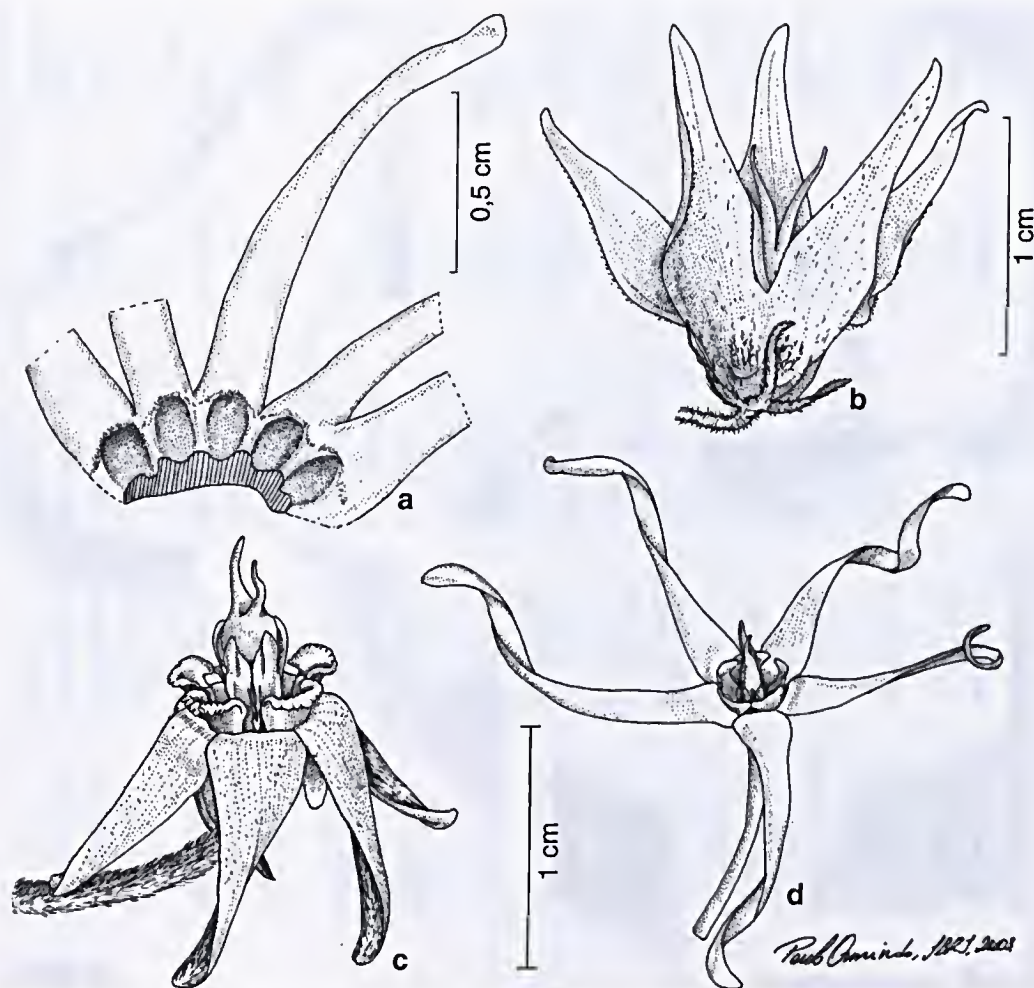



Figura 5 – Aspecto da flor, evidenciando-se a corola. a. *Oxypetalum cordifolium* subsp. *pedicellatum* – parte da corola em vista adaxial evidenciando as "bolsas" no tubo; b. *O. appendiculatum* – lacínias eretas (*Marquete 436*); c. *O. pannosum* var. *pannosum* – lacínias reflexas (*Marquete 453*); d. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* – lacínias patentes (*Marquete 447*).

lacínias, como observado em *O. appendiculatum* (Fig. 6a) e *O. insigne* var. *insigne* (Fig. 6d).

Os tricomas das lacínias do cálice e da corola são simples, unisseriados e pluricelulares, com células de parede lisa ou muricada (Figs. 6b-e, Tab. 2), ou seja, com superfície áspera devido à proeminências curtas e rígidas, segundo Payne (1978).

O tipo da corola, a posição e o tamanho das lacínias em relação ao tubo, bem como a ocorrência e tipo do indumento da face adaxial nos táxons estudados são caracteres de valor taxonômico.

As lacínias da corola em *O. insigne* var. *insigne* apresentam, na face abaxial, uma epiderme uniestratificada formada por células heterodimensionais, recobertas por cutícula delgada e lisa, e com tricomas pluricelulares. Na face adaxial, a cutícula também se mostra delgada e lisa, e as células epidérmicas são papiliformes, além destas observam-se tricomas uni- e pluricelulares. No mesofilo o parênquima é constituído por células heterodimensionais de paredes delgadas com amplos espaços intercelulares. Imersos nesse parênquima, são observados de 13 a 15 feixes vasculares colaterais.

A corona está situada entre o tubo da corola e o tubo estaminal, apresentando cinco segmentos, com ou sem ornamentações, que

Tabela 2 – Caracteres reprodutivos das espécies de *Oxypetalum*.

Táxons estudados	Caracteres reprodutivos Inflorescência	Lacínias da corola	Tricoma-cálice-corola	Segmentos da corona (forma)	Segmentos da corona (ápice)	Apêndice estilar	Fruto (forma)	Fruto (ápice)
O. alpinum var. *alpinum*	siadióide	Patentes ou eretas	Liso	linear-oblongos a retangulares	Emarginados	bífido na região apical	fusiforme	acuminado
O. appendiculatum	cimóide corimbiforme	Eretas	Muricado	ovado-retangulares a oblongos	Subtruncados	bífido até a porção mediana	ovado a fusiforme	longo-acuminado
O. arachnoideum	dicásio siadióide corimbiforme	Patentes ou suberetas	Liso	oblongos a retangulares	Truncados	bífido até a porção mediana	(**)	(**)
O. banksii subsp. Banskii	cimóide corimbiforme	Reflexas	Liso	espatulados a oblongo-espatulados	Truncados ou arredondados	bífido até a porção mediana	fusiforme	acuminado
O. banksii subsp. *corymbiforme*	cimóide corimbiforme	Reflexas	Muricado	ovado-oblongos ou subovados	Truncados a arredondados	bífido até a porção mediana	fusiforme a ovado	acuminado
O. cordifolium subsp. *brasiliense*	cimóide corimbiforme	Patentes	Muricado	Flabeliformes	Alargados	bífido até a porção mediana	fusiforme ou oblongo-ovado	longo-acuminado
O. cordifolium subsp. *pedicellatum*	cimóide corimbiforme	Patentes	Muricado	Flabeliformes	Truncados a retusos	bífido até a porção mediana	oblongo-lanceolado	acuminado
O. costae	cimóide corimbiforme	Patentes	(*)	Subretangulares	Emarginados	bífido com lobos trilobados lanceolados	(**)	(**)
O. glaziovianum	siadióide	Patentes	(*)	subarredondados a subromboidais	Arredondados	bífido até a porção mediana	(**)	(**)
O. glaziovii	siadióide	Reflexas	Muricado	Oblongos	Emarginados	bífido na região apical	fusiforme	longo-acuminado
O. insigne var. *insigne*	cimóide corimbiforme	Reflexas	Muricado	retangulares ou oblongos	Emarginados ou truncados	crateriforme e laciniado	(**)	(**)
O. insigne var. *glabrum*	cimóide corimbiforme	Reflexas	Liso	Subretangulares	Emarginados ou truncados	bífido com ápice aplanado ou conchiforme	lanceolado	longo-acuminado

Táxons estudados	Caracteres reprodutivos							
	Inflorescência	Lacínias da corola	Tricoma-cálice-corola	Segmentos da corona (forma)	Segmentos da corona (ápice)	Apêndice estilar	Fruto (forma)	Fruto (ápice)
O. insigne var. glaziovii	cimóide corimbiforme	Reflexas ou patentes	Muricado	Retangulares	Emarginados ou truncados	bífido com lobos aplanados trilobados	(**)	(**)
O. jacobinae	siadióide	Suberetas	Muricado	subretangulares ou suboblongos	Obtusos ou arredondados	bífido até a porção mediana	(**)	(**)
O. lanatum	cimóide corimbiforme	Patentes	Muricado	Retangulares	Truncados	bífido até o terço superior	fusiforme	acuminado
O. lutescens	cimóide corimbiforme	Reflexas	(*)	Retangulares	Emarginados	bífido até o terço superior	(**)	(**)
O. molle	cimóide corimbiforme	Patentes	Liso	oblongos a retangulares	Emarginados a truncados	bífido até a porção mediana	(**)	(**)
O. pachyglossum	dicásio siadióide umbeliforme	Eretas ou patentes	Liso	Oblongos	Emarginados	emarginado	fusiforme	acuminado
O. pannosum var. *pannosum*	cimóide corimbiforme	Reflexas	Liso	obovados ou subobovados	Truncados	bífido até a porção mediana	fusiforme	acuminado
O. patulum	siadióide	Patentes	Liso	retangular-espatulados	Truncados	bífido até a porção mediana	lanceolado	longo-acuminado
O. pilosum	cimóide corimbiforme	Reflexas	Muricado	subromboidal-trilobulados	Subarredondados	bífido na região apical	fusiforme-alongado	longo-acuminado
O. regnellii	cimóide corimbiforme	Patentes ou reflexas	Liso	trulados ou subtrulados	Acuminados	crateriforme e laciniado	ovado-fusiforme	acuminado
O. schottii	cimóide corimbiforme	Patentes ou reflexas	Liso	Subretangulares	Emarginados	bífido com lobos levemente denteados	(**)	(**)
O. sublanatum	siadióide	Reflexas	Liso	subretangulares, subespatulados ou oblongos	emarginados	emarginado	fusiforme	longo-acuminado
O. wightianum	cimóide corimbiforme	Reflexas	Liso	Trilobados	lobos agudos	bífido até a porção mediana	lanceolado-alongado	acuminado

(*) não visto, espécies pouco representadas ou apenas tipo nomenclatural
(**) fruto não visto

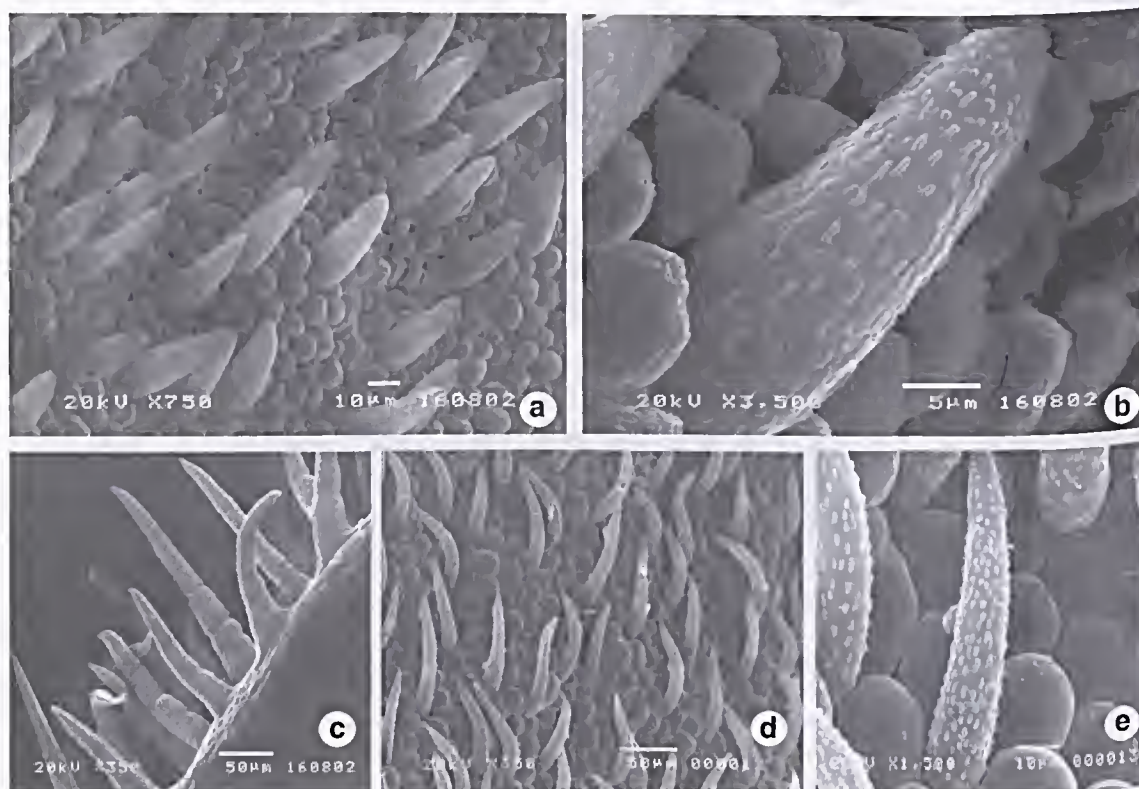



Figura 6 – a-c. *Oxypetalum appendiculatum*: a. indumento da face adaxial das lacínias; b. detalhe do tricoma com parede muricada; c. tricoma no bordo das lacínias (*Marquete 293*). d-e. *O. insigne* var. *insigne*: d. indumento da face abaxial das lacínias; e. detalhe do tricoma com parede muricada (*Marquete 369*).

podem estar total ou parcialmente exsertos em relação ao tubo da corola. Os segmentos podem ser livres ou curtamente soldados na base e, são inseridos no tubo da corola e no tubo estaminal (Fig. 7a). Em um nível mais acima, evidencia-se os segmentos da corona ainda presos ao tubo estaminal, porém livres em relação à corola (Fig. 7b). No nível das anteras, os segmentos encontram-se completamente individualizados (Fig. 7c).

Em *O. insigne* var. *insigne* a corona é revestida por células epidérmicas retangulares e recoberta por uma camada cuticular delgada. O mesofilo, que apresenta lacunas, possui várias camadas de células parenquimáticas (Fig. 7a-c).

A coloração da corona varia, porém, geralmente é a mesma da corola.

Dois padrões de inserção das coronas foram observados nas espécies estudadas: (1) corona abaxialmente unida à base do tubo da corola e adaxialmente ao dorso da antera. Neste caso, a inserção na corola pode estar concrescida desde a base até próximo a fauce ou até a porção mediana em *O. alpinum* var. *alpinum, O. costae, O. glaziovii, O. jacobinae, O. molle, O. schottii,* ou simplesmente na base da corola em *O. appendiculatum, O. arachnoideum, O. banksii* subsp. *banksii, O. lanatum, O. pannosum* var. *pannosum, O. cordifolium* subsp. *pedicellatum*, *O. regnellii* e *O. wightianum*; (2) corona abaxialmente unida ao tubo da corola e adaxialmente no tubo estaminal em *O. glazioviamum, O. insigne* var. *insigne, O. patulum, O. sublanatum* e *O. cordifolium* subsp. *brasiliense*. No segundo caso, a corona pode também concrescer com o tubo da corola em *O. pachyglossum*.

Os segmentos da corona variam morfologicamente (Fig. 8a-y), tornando estas estruturas úteis na diagnose em nível específico. Podem ser: 1) providas de dente

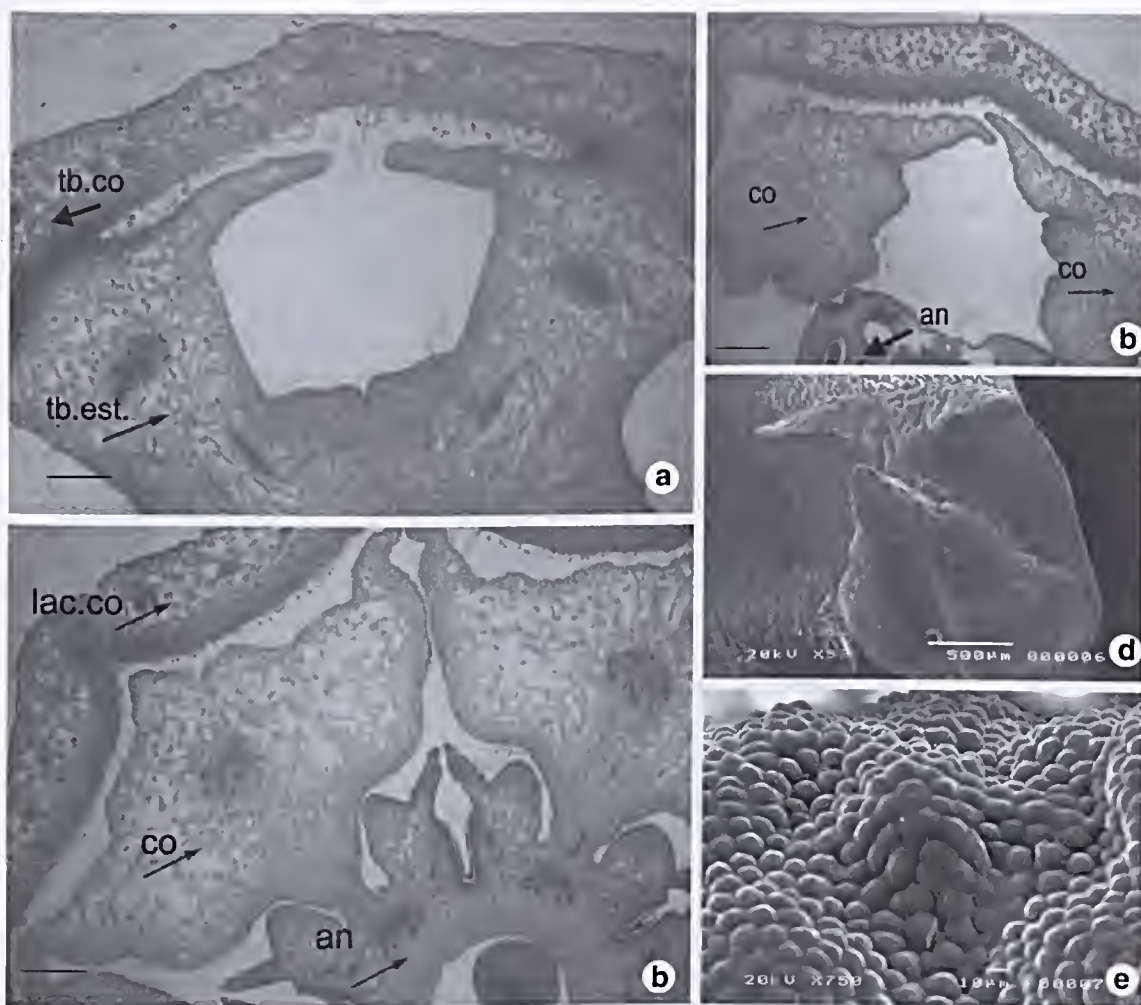



Figura 7 – a-c. *Oxypetalum insigne* var. *insigne* – a. segmentos da corona presos externamente ao tubo da corola e internamente ao tubo estaminal; b. em nível mais acima, evidenciamos os segmentos da corola ainda presos ao tubo estaminal e as lacínias da corola já individualizadas; c. segmentos da corona completamente individualizados, em nível das anteras (*Marquete 295*); d-e. *O. insigne* var. *glaziovii* – d. face adaxial ou interna do segmento da corona evidenciando o ápice verrucoso; e. detalhe do ápice verrucoso do segmento da corona em vista frontal (*Marquete 450*). tb.co = tubo da corola; tb.est. = tubo estaminal; co = corona; na = antera; lac.cor = lacínia da corola. Barra = 300 μm.

central ultrapassando ou não o ápice do segmento (*O. cordifolium* subsp. *pedicellatum*, *O. lanatum*, *O. lutescens*, *O. patulum* e *O. regnellii*); 2) providas de dente central com pregas ou espessamentos carnosos laterais na base (*O. costae*, grupo *O. insigne*, *O. molle*, *O. schottii*); 3) providas de um espessamento linear central, às vezes tênue (*O. glazioviamum*, *O. jacobinae*, *O. pachyglossum* e *O. pilosum*); 4) providas de um espessamento central carnoso (*O. glaziovii*, *O. pannosum* var. *pannosum* e *O. wightianum*); 5) providas de dois espessamentos laterais levemente carnosos (*O. cordifolium* subsp. *brasiliense*); 6) destituídas de dente ou espessamentos (*O. alpinum* var. *alpinum*, *O. appendiculatum*, *O. arachnoideum*, *O. banksii* subsp. *banksii*, *O. banksii* subsp. *corymbiferum* e *O. sublanatum*).

A forma e o tipo de ápice dos segmentos da corona também variam (Figs. 7d-e, 8) e (Tab. 2).

A presença de corona caracteriza a subfamília Asclepiadoideae e algumas Apocynoideae. Em Asclepiadoideae, origina-se pela fusão congênita das pétalas com os estames (Endress 1994).

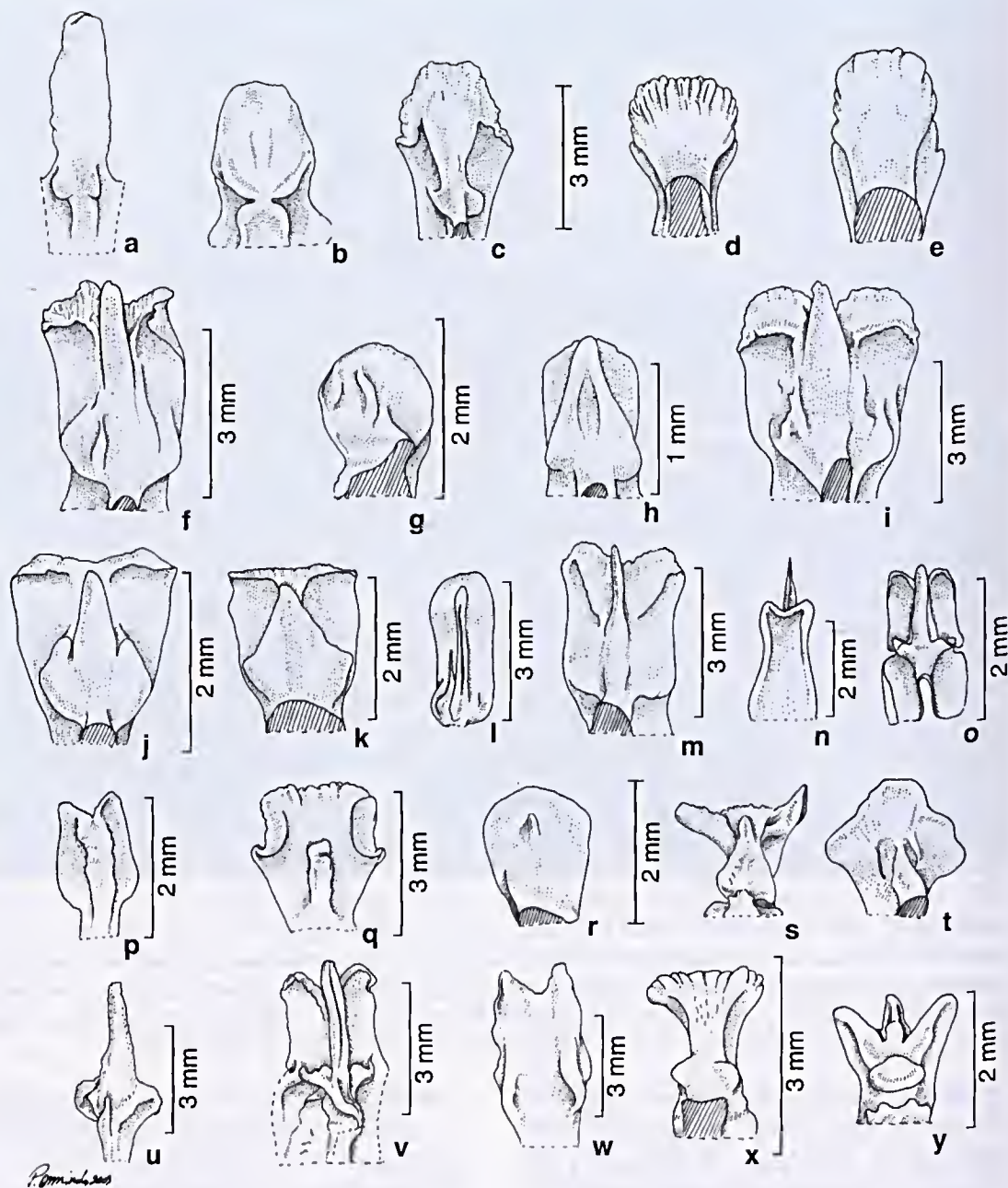



Figura 8 – Variação morfológica dos segmentos da corona, em face adaxial. a. *Oxypetalum alpinum* var. *alpinum* (*Sucre 6505*); b. *O. appendiculatum* (*Marquete 436*); c. *O. arachnoideum* (*Duarte 4774*); d. *O. banksii* subsp. *banksii* (*Marquete 323*); e. *O. banksii* subsp. *corymbiferum* (*Marquete 322*); f. *O. costae* (*Braga 1570*); g. *O. glaziovianum* (*Brade 9839*); h. *O. glaziovii* (*Marquete 451*); i. *O. insigne* var. *insigne* (*Brade 17472*); j. *O. insigne* var. *glabrum* (*Rapini 317*); k. *O. insigne* var. *glaziovii* (*Marquete 450*); l. *O. jacobinae* (*Fontella 1023, Vidal 362, Vidal 392*); m. *O. lanatum* (*Martinelli 13251*); n. face abaxial do segmento da corona evidenciando a porção apical do dente em *O. lutescens* (*Glaziou 6903*); o. *O. molle* (*Marquete 285*); p. *O. pachyglossum* (*Pereira 2938*); q. *O. pannosum* var. *pannosum* (*Marquete 453*); r. *O. patulum* (*Brade 20198*); s. *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (*Occhioni 5712*); t. *O. pilosum* (*Sucre 1467*); u. *O. regnellii* (*Rizzini 10196*); v. *O. schottii* (*Goes 788*); w. *O. sublanatum* (*Brade 17272*); x. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* (*Marquete 477*); y. *O. wightianum* (*Marquete 452*).

Os segmentos da corona estão unidos ao tubo da corola e ao tubo estaminal e entre si, na região interestaminal, segundo Vieira (1998). Com base no conceito de Liede & Kunze (1993), de Vieira (1998) e, principalmente, de Valente (1977) a corona é de origem mista, ou seja, corolina e estaminal (Fig. 7a-b), nas espécies estudadas, visto que ocorre fusão dos segmentos da corona com a corola e estão dorsalmente presos no estame.

A morfologia da corona pode ser útil na delimitação dos táxons de *Oxypetalum* especialmente quanto à sua dimensão, forma e local de inserção.

Segundo Kunze (1991) e Vieira (1998), a corona encontra-se, geralmente, associada ao armazenamento de néctar e à orientação dos insetos polinizadores, servindo também de apoio para o pouso dos insetos e para orientá-los sobre a inserção dos polinários.

O androceu é formado por cinco estames, alternos às lacínias da corola, como nos demais gêneros de Asclepiadoideae (Kunze 1996; Liede 1996; Vieira 1998). Cada estame é constituído de antera, apêndice membranáceo e, em algumas espécies, filete (Fig. 9a).

Os filetes são curtos e unidos formando um tubo que pode estar ausente em *O. appendiculatum*, *O. banksii* subsp *banksii* e subsp. *corymbiferum*, e no grupo *O. insigne*. As anteras são livres entre si, mas apresentam-se soldadas à cabeça estilar por sua face superior adaxial até a base dos lóculos (Fig. 12d).

As anteras são bitecas, biesporangiadas, com uma polínia pêndula em cada lóculo (Fig. 9b). Em *O. insigne* var. *insigne*, a epiderme das anteras é formada, freqüentemente, por células papiliformes, na face adaxial. No dorso, a superfície é levemente reentrante, na proximidade do feixe vascular. Cada lóculo da antera é revestido por uma camada única de células, de forma e tamanho variável com paredes delgadas (Fig. 9c).

Examinando-se as anteras em botões florais, verificamos que a extremidade lateral de cada uma, forma um bordo saliente que constitui as "asas das anteras" (apêndices estéreis laterais). A secção de cada asa (Fig. 9d) é aproximadamente triangular. A epiderme das asas é uniestratificada e suas células são retangulares e revestidas por uma cutícula delgada e lisa. Sob a epiderme, notam-se várias camadas de células parenquimáticas.

As asas de duas anteras adjacentes formam uma fenda anteral (Fig. 9e) que dá acesso às câmaras nectaríferas (Valente 1977) ou câmara estigmatífera (Galil & Zeroni 1969; Vieira 1998). As câmaras nectaríferas são revestidas por tecido secretor e produzem néctar (Valente 1977).

Na porção superior das anteras observam-se apêndices membranáceos (Fig. 9a, f-g), revestidos por epiderme uniestratificada, de células heterodimensionais e recobertas por cutícula delgada e lisa. Internamente, o parênquima é compacto e formado por células heterodimensionais, com paredes delgadas. O apêndice membranáceo ou membrana apical é um prolongamento do conectivo no ápice da antera e é constituído de uma membrana hialina, inflexa acima da cabeça estilar. Nos representantes da Tribo Asclepiadeae como *Oxypetalum*, essa estrutura é separada da parte locular da antera por uma contração (Fig. 9a), denominada fenda transversal por Kunze (1996).

O polinário é uma estrutura altamente especializada, e diretamente relacionada à polinização das Asclepiadoideae. Cada polinário (Fig. 10a-k, 11a-k) é formado por uma parte superior, o retináculo, e por duas polínias situadas lateralmente, ao qual se ligam pelas caudículas (Fig. 10a). O translador (retináculo e caudículas) está estreitamente associado ao transporte das polínias pelo polinizador de uma flor para outra. O polinário é de origem heterogênea, ou seja, o translador é secretado na cabeça estilar (Fig. 12a), entre as partes superiores das anteras, acima das fendas anterais. Deste modo, a união entre as anteras e a cabeça estilar, pela fusão posgênita, é necessária para a formação do polinário. As polínias são formadas nos lóculos das anteras.

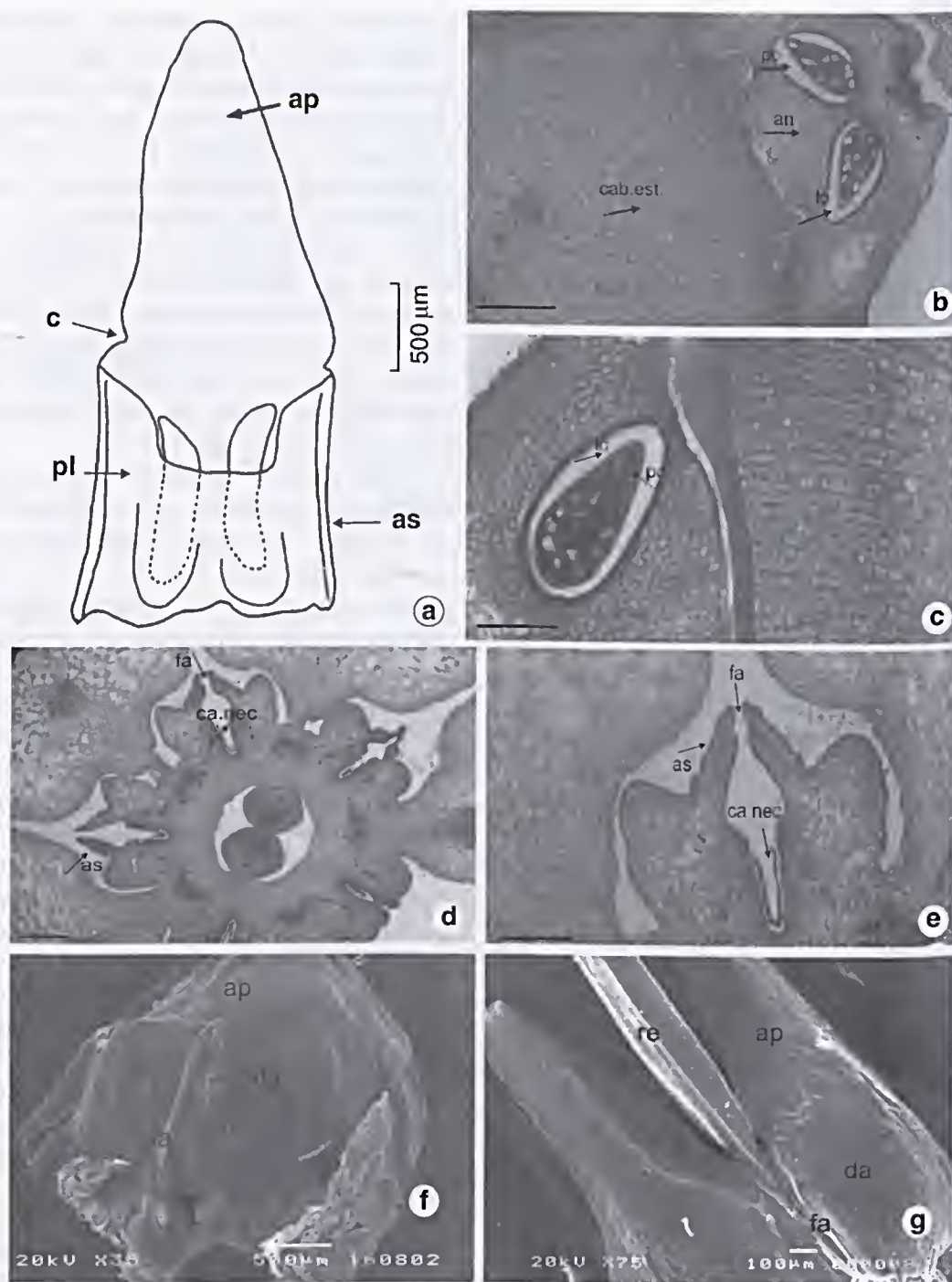



Figura 9 – a-f. *Oxypetalum appendiculatum* – a. esquema das partes de uma antera; b. aspecto do dorso da antera, evidenciando o achatamento de sua superfície e uma polínia em cada lóculo; c. detalhe do lóculo e da polínia; d. asas das anteras, fendas anterais e câmaras nectaríferas; e. detalhe das asas de anteras adjacentes; f. parte do ginostégio evidenciando as anteras (*Marquete 293*); g. *O. insigne* var. *glaziovii* – detalhe da antera evidenciando o dorso, apêndice membranáceo, fenda anteral e parte do retináculo (*Marquete 450*). ap=apêndice membranáceo, as=asa da antera; po=polínia; an=antera; cab.est.=cabeça estilar; lo=lóculo da antera; da=dorso; fa=fenda anteral; ca.nec.=câmara nectarífera; re=parte do retináculo; c=contração; pl=parte locular. (Escala: b-e = 30 µm)

O retináculo derivado da secreção da cabeça estilar é composto inicialmente de uma substância semifluída, depois sólida, compacta, tornando-se córnea (Valente 1977, 1995) de cor avermelhada brilhante ou marron-escura, com um sulco ao longo de sua extensão na região mediana (Fig. 12a), que tem por função aprisionar as patas do inseto polinizador, facilitando o transporte do polinário. As patas ou o aparelho bucal dos insetos prendem-se nestes sulcos e carregam os retináculos com suas caudículas e polínias para outra flor. A forma e tamanho dos retináculos são importantes na taxonomia do gênero (Figs. 10-11).

O retináculo é constituído por superposição de placas (Fig. 12b) o que, em secção transversal, dá uma aparência estriada, indicando sua origem a partir de deposições sucessivas da substância secretada pela cabeça estilar (Fig. 12b).

As caudículas são também formadas pela secreção da cabeça estilar, à semelhança dos retináculos. Esta substância é semifluida a princípio, depois se torna parcialmente endurecida e por fim, sólida, dando origem a uma lâmina que se amolda ao formato das células, para constituir as caudículas. Estas se apresentam sob a forma de cunha, cuja cor é amarela ou castanha e, em fase posterior, vão se conectar ao retináculo, originado pelas placas produzidas na região central ficando assim constituído o translador. As caudículas são estruturas semelhantes a braços ou hastes, formadas por uma membrana hialina, que quase sempre é expandida, com nítido espessamento cutinizado, podendo ser também estreita, possuindo um espessamento córneo, dente incluso ou exserto, de cor escura, que caracteriza o gênero (Fig. 12a). As caudículas podem ser horizontais, subhorizontais ou

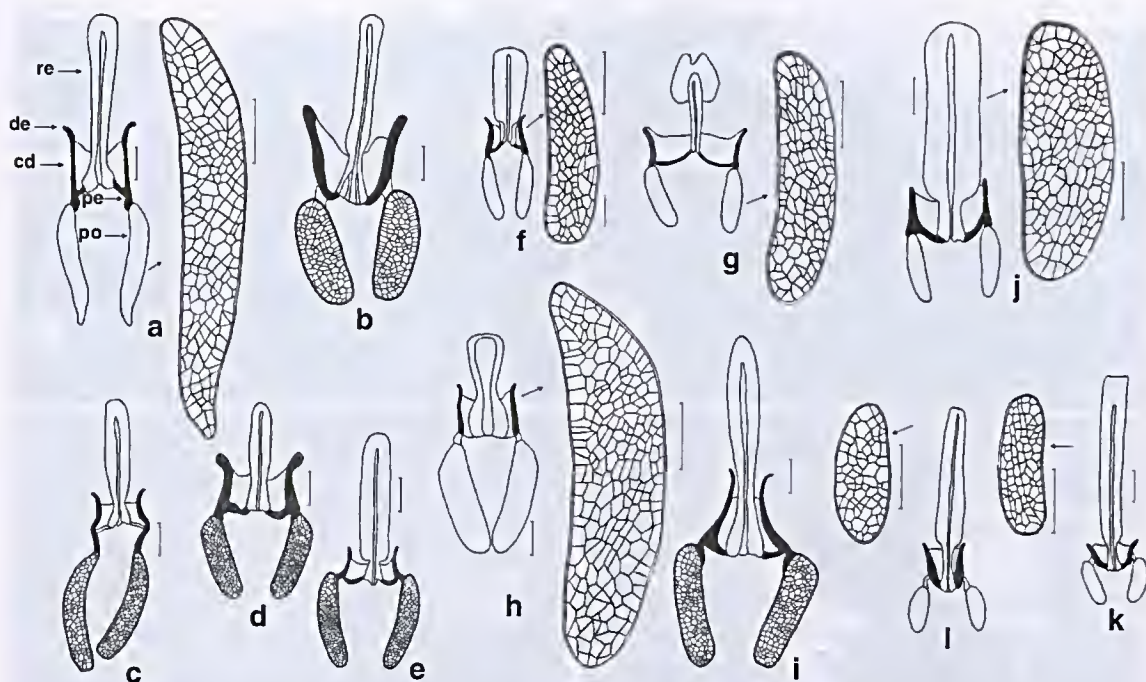



Figura 10 – Polinários – a. *Oxypetalum banksii* subsp. *banksii* (*Marquete 415*); b. *O. arachnoideum* (*Duarte 4774*); c. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* (*Marquete 447*); d. *O. pilosum* (*Pereira 26*); e. *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (*Nadruz 473*); f. *O. jacobinae* (Fontella 1023, Vidal 362, Vidal 392); g. *O. appendiculatum* (*Sucre 4205*); h. *O. pannosum* var. *pannosum* (*Marquete 453*); i. *O. regnellii* (*Costa 503*); j. *O. insigne* var. *insigne* (*Klein 666*); k. *O. insigne* var. *glabrum* (*Furlan 3239*); l. *O. insigne* var. *glaziovii* (*Marquete 450*). re=retináculo; cd=caudículas; de=dente; pe=pedículo; po=polínia. Barra = 200 μm

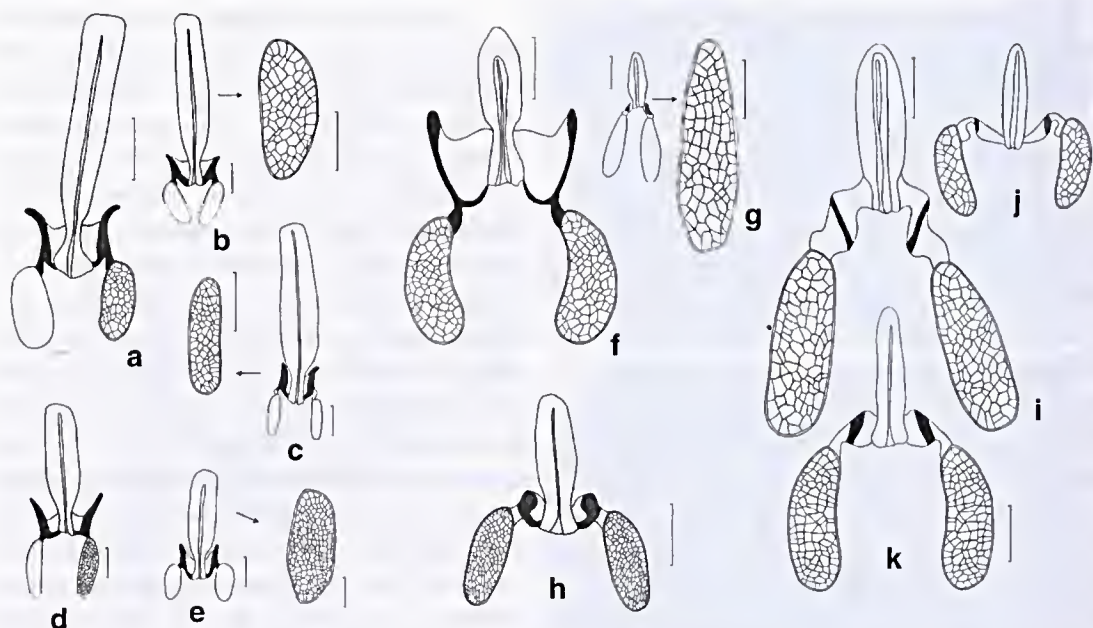



Figura 11 – Polinários – a. *Oxypetalum glaziovianum* (*Brade 9839*); b. *O. molle* (*Marquete 285*); c. *O. schottii* (*Góes 623*); d. *O. lanatum* (*Martinelli 13251*); e. *O. sublanatum* (*Brade 17272*); f. *O. wightianum* (*Marquete 452*); g. *O. pachyglossum* (*Pereira 2938*); h. *O. costae* (*Braga 1570*); i. *O. alpinum* var. *alpinum* (*Sucre 6505*); j. *O. glaziovii* (*Marquete 451*); k. *O. patulum* (*Brade 20198*). Barra = 200 µm

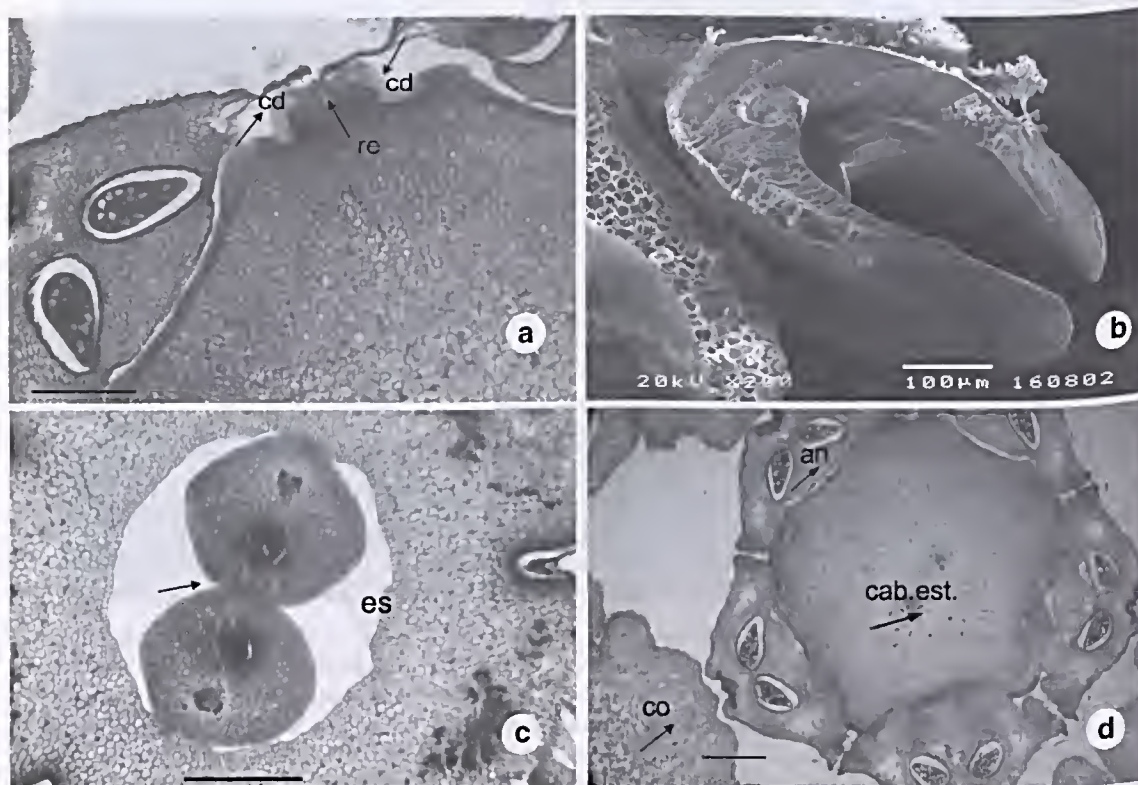



Figura 12 – *Oxypetalum appendiculatum* – a. detalhe da formação do retináculo e caudículas. b. corte do retináculo e sua formação em placas; c. união dos estiletes. d. anteras livres entre si, e presas pela sua face superior à cabeça estilar (*Marquete 293*). es=estilete; cab.est.=cabeça estilar; co=corona; na=antera; re=retináculo; cd=caudículas. Barra=200 µm; Barra=300 µm

Tabela 3 – Distribuição das características das polínias, caudículas e retináculos de 24 táxons de *Oxypetalum.*

TÁXONS	a	b	c	d	e	f	g	h	i	j	k
O. alpinum var. *alpinum*	0,35	0,11	0,52	0,17	1	1	1	+	+	-	-
O. appendiculatum	0,88	0,11	0,61	0,15	2	2	1	-	+	+	+
O. arachnoideum	1,58	0,14	0,81	0,20	2	2	1	-	+	-	+
O. banksii subsp. Banskii	1,65	0,28	1,23	0,20	2	3	2	-	+	-	+
O. cordifolium subsp. *Brasiliense*	0,75	0,13	0,67	0,12	2	2	4	+	+	-	+
O. cordifolium subsp. *Pedicellatum*	0,88	0,17	0,54	0,11	2	2	4	+	+	-	+
O. costae	0,75	0,29	0,64	0,23	2	4	3	+	+	-	-
O. glaziovianum	2,77	0,40	0,74	0,32	2	2	1/3	+	+	-	+
O. glaziovii	0,27	0,07	0,27	0,08	2	2	1/5	+	+	-	-
O. insigne var. *insigne*	1,84	0,35	0,66	0,17	2	1	1	+	+	-	+
O. insigne var. *glabrum*	1,69	0,22	0,39	0,11	2	1	1	+	+	-	+
O. insigne var. glaziovii	1,23	0,20	0,37	0,14	2	1	1/3	+	+	-	+
O. jacobinae	0,62	0,26	0,49	0,14	3	1	1	+	+	-	+
O. lanatum	1,15	0,32	0,52	0,16	2	2	1	+	+	-	+
O. lutescens	0,61	0,10	0,62	0,24	2	2	4	+	+	-	+
O. molle	1,29	0,35	0,48	0,15	2	1	1/3	+	+	-	+
O. pachyglossum	0,56	0,17	0,66	0,21	1	1/5	1	+	+	-	-
O. pannosum var. pannosum	0,94	0,28	0,98	0,25	2	6	1	-	-	-	+
O. patulum	0,45	0,13	0,50	0,14	3	5	3	-	+	-	-
O. pilosum	0,65	0,10	0,49	0,13	2	1	1	+	-	-	+
O. regnellii	1,20	0,22	0,65	0,17	2	3	1	-	+	-	+
O. schottii	1,70	0,53	0,46	0,21	2	1	1/3	+	+	-	+
O. sublanatum	3,07	0,79	0,78	0,34	2	7	1	+	+	-	+
O. wightianum	0,52	0,07	0,38	0,11	2	2	1	+	-	-	+

Média dos comprimentos e larguras em mm. retináculo – a. comprimento; b. largura; polínias c. comprimento d. largura; e. orientação das caudículas – 1. descendentes; 2. horizontais; 3. subhorizontais; f. forma dos retináculos – 1. oblonga e variações; 2. linear, sublinear e linear-oblonga; 3. subclaviforme; 4. obovada; 5. lanceolada; 6. ossiforme; 7. retangular, subretangular; g. forma das polínias – 1. oblonga e variações; 2. sigmóides; 3. subobovada, clíptica; 4. cilíndrica; 5. sublinear, linear-oblonga; h. consistência dos retináculos – (+) fina; (-) espessado; i. inserção da caudícula no retináculo – (-) base até a porção mediana (+) basal ou sub-basal; j. apêndices no retináculo – (-) ausentes (+) presente; k. presença de dente na caudícula – (+) dente livre (-) dente incluso.

pêndulas. A inserção da caudícula no retináculo constitui caráter em nível específico (Tab. 3). Cada uma dessas estruturas sustenta uma polínia em anteras adjacentes (Fig. 12a).

O retináculo, assim como as caudículas, têm superfície brilhante e consistência córnea, mas o retináculo distingue-se das caudículas por sua cor castanho-avermelhada.

A polínia é um aglomerado de grãos de pólen, firmemente unidos em uma massa sólida, envolvida pela ectexina. Cada lóculo de uma antera contém apenas uma polínia (Fig. 9c), que fica pêndula e solta dentro do lóculo, presa a caudícula apenas no seu ápice.

As polínias, sob microscopia óptica, apresentam ectexina fina com reticulado mais ou menos homogêneo de forma pentagonal, hexagonal mais raramente quadrangular, com variações que chegam a formatos mais curvos nas espécies estudadas (Figs. 10-11). Estas variações geralmente ocorrem em uma mesma polínia. De cada polínia projetam-se inúmeros tubos polínicos, freqüentemente visíveis na própria preparação utilizada para realização do estudo dos polinários em microscopia ótica.

As polínias nas Asclepiadoideae estão dispostas de três maneiras: pêndulas (Asclepiadeae, *Oxypetalum*), horizontais (*Matelea*) e eretas (Marsdenieae, *Marsdenia*), segundo Schumann (1895). Nos diversos tratamentos sistemáticos, as polínias, caudículas e retináculos são utilizados

principalmente em nível de tribos (Schumann 1895).

A forma da polínia, assim como seu tamanho em relação ao retináculo, pode ter valor diagnóstico para as espécies estudadas. As polínias podem ser: 1) três vezes menores que o retináculo (*O. glaziovianum*, grupo da espécie *O. insigne*, *O. lanatum*, *O. molle*, *O. schottii* e *O. sublanatum*) ou 2) levemente menores ou maiores, porém nunca três vezes menores que o retináculo (*O. alpinum* var. *alpinum*, *O. appendiculatum*, *O. arachnoideum*, *O. banksii* subsp. *banksii*, *O. banksii* subsp. *corymbiferum*, *O. costae*, *O. cordifolium* subsp. *brasiliense*, *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum*, *O. glaziovii*, *O. jacobinae*, *O. pachyglossum*, *O. pannosum* var. *pannosum*, *O. patulum*, *O. pilosum*, *O. reguellii* e *O. wightianum*). A Tabela 3 apresenta um quadro comparativo de características quali-quantitativas das polínias, em relação aos táxons de *Oxypetalum*.

A forma, o tamanho e a inserção da caudícula no retináculo e nas polínias bem como a presença de dentes livres ou inclusos são aspectos importantes nas circunscrições de subgêneros e seções de *Oxypetalum*, segundo Fournier (1885) e Malme (1900a,b; 1927). A importância dos polinários na taxonomia das espécies também foi destacada por Fontella-Pereira (1977), quando da revisão do gênero *Tassadia*.

O gineceu é constituído por um ovário súpero formado de dois carpelos livres, que se estreitam gradualmente unindo-se ao nível dos estiletes (Fig. 12c), que se expandem para formar a cabeça estilar. Os estames também se fundem com a cabeça estilar, na parte superior da coluna dos filetes (Fig. 12d). Esta soldadura do androceu e do gineceu constitui a estrutura denominada ginostégio, que é cilíndrica, curta ou séssil e que pode estar oculta ou não pelo tubo da corola. A Figura 13(a-c) evidencia o prolongamento do ginostégio que forma o apêndice estilar.

Os dois carpelos são completamente livres no ápice do ovário (Fig. 13d). As paredes dos carpelos são revestidas por uma epiderme unicstratificada. A região mediana da parede dos carpelos apresenta várias camadas de células parenquimáticas diminutas. A placenta (Fig. 13e) é constituída em sua parte interna por um tecido parenquimático com células pequenas. Nos locais de inscrção dos óvulos a parede placentária é constituída por uma epiderme que pode ser contínua ou constituir projeções para a fixação dos óvulos formando os funículos (Fig. 13e).

Os carpelos (Fig. 13e) mostram uma placenta marginal (Puri 1952) com numerosos óvulos, anátropos, pseudo-crassinucelados e unitegumentados (Rosatti 1989). Um dos carpelos geralmente aborta na formação do fruto (Vieira 1998).

A cabeça estilar, também denominada de cabeça do ginostégio ou de cabeça estigmática, apresenta um prolongamento apical, crasso, alongado e geralmente bifurcado no ápice, formando o apêndice estilar (Fig. 13a-c). Esta é circundada por tecido secretor que, entre as anteras logo acima das fendas anterais, secreta os transladores (Fig. 12d).

O apêndice estilar (Figs. 14-15), freqüentemente, divide-se em dois lobos ou ramos laciniados no ápice, e constitui também uma característica útil na delimitação de grupos de espécies (Tab. 2).

Vascularização floral: a sépala é vascularizada por três feixes. O mediano percorre as lacínias desde o pedicelo sem ramificações, a não ser no encontro com as duas secundárias, na porção apical, onde geralmente os feixes apresentam maior calibre. Os feixes secundários podem ser ramificados ou não, com ramificações ascendentes e descendentes (Fig. 16a-d).

A vascularização das sépalas apresenta cinco padrões diferentes: (1) os feixes secundários se ligam ao mediano na porção subapical, sendo que este continua seu percurso até o ápice da sépala, com poucas ou nenhuma ramificação (*O. insigne* var. *glabrum* – Fig. 16a, *O. jacobinae* e *O. patulum*); (2) os feixes secundários unem-se ao mediano na porção apical, e nenhum feixe apresenta ramificação (*O. insigne* var. *glaziovii* e *O.*

Figura 13 – a-c. prolongamento da cabeça estilar para formar o apêndice estilar, evidenciando o início da bifurcação dos ramos; d. ápice do ovário; e. carpelos livres. car=carpelos; ap.ov.=ápice do ovário; ap.est.=apêndice estilar; pl=placenta. Barra=300 µm

pilosum – Fig. 16b); (3) os feixes secundários unem-se ao mediano no ápice da sépala (*O. banksii* subsp. *banksii*, subsp. *corymbiferum*, *O. insigne* var. *glabrum*, *O. pachyglossum*, *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* e *O. wightianum*) ou na sua porção subapical (*O. arachnoideum*); o feixe mediano não possui ramificação e os secundários sim em *O. arachnoideum*; (4) os feixes secundários unem-se ao mediano desde a base e se ramificam; nesse caso os feixes são mais espessados (*O. alpinum* var. *alpinum*, *O. appendiculatum*, *O. insigne* var. *insigne*, *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (feixes mais tênues e secundários com menos ramificações) e *O. regnellii* (Fig. 16c); (5) os feixes secundários unem-se ao mediano na porção mediana da sépala e apresentam poucas ramificações (*O. glaziovii*, *O. insigne* var. *glabrum*) ou muitas (*O. molle* (Fig. 16d).

As lacínias da corola são percorridas por três feixes vasculares: um mediano que, na maioria das espécies apresenta poucas ramificações no ápice, e dois secundários que percorrem toda a lacínia, ligando-se ao feixe mediano na sua parte apical. Em *O. alpinum* var. *alpinum*, *O. appendiculatum*, *O. arachnoideum*, *O. banksii* subsp. *banksii* e subsp. *corymbiferum*, *O. jacobinae*, *O. patulum*, *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum*, *O. pilosum*, *O. regnellii* e *O. wightianum*, o feixe mediano é pouco ou não ramificado e os secundários são muito ramificados com feixes descendentes. Em *O. insigne* var. *insigne*, *O. insigne* var. *glabrum*, *O. insigne* var. *glaziovii* e *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* os feixes secundários são pouco ramificados. Em *O. insigne* var. *glabrum* a nervação é mais laxa que nas demais espécies. O bordo da lacínia é pouco ou não ramificado (Fig. 16f). Em *O. sublanatum*, *O. molle* e *O. lanatum* as lacínias também são percorridas por três feixes, mas os bordos apresentam numerosas ramificações vasculares descendentes (Fig. 16e, g).

Cada estame recebe um feixe vascular, que na maioria das espécies atinge o apêndice membranáceo sem se ramificar (Figs. 17a-d,

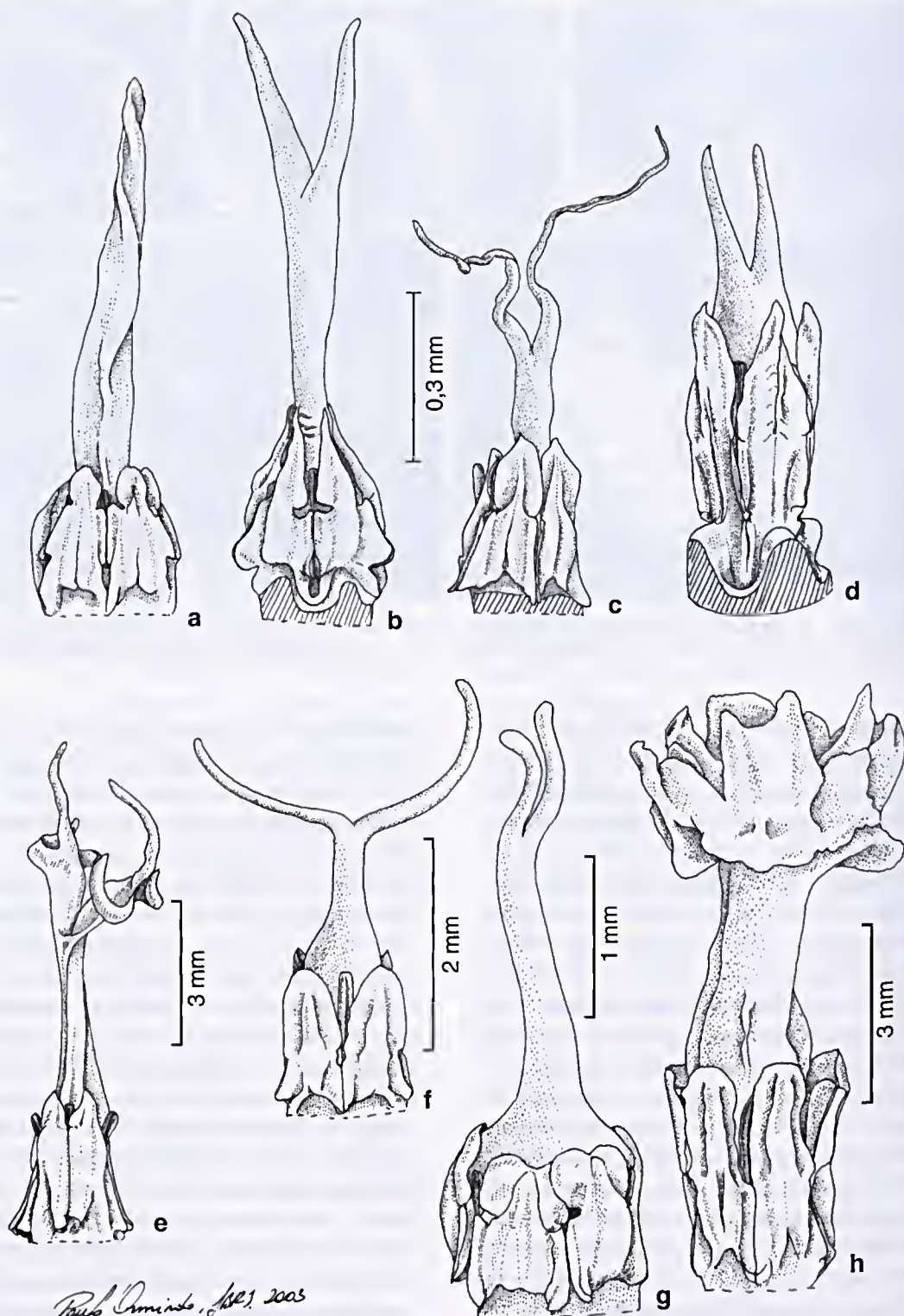



Figura 14 – Variação morfológica dos apêndices estilares – a. *Oxypetalum alpinum* var. *alpinum* (*Sucre 6505*); b. *O. appendiculatum* (*Marquete 436*); c. *O. arachnoideum* (*Duarte 4774*); d. *O. banksii* subsp. *banksii* (*Marquete 323*); e. *O. costae* (*Braga 1570*); f. *O. glaziovianum* (*Brade 9839*); g. *O. glaziovii* (*Marquete 451*); h. *O. insigne* var. *insigne* (*Brade 17472*).

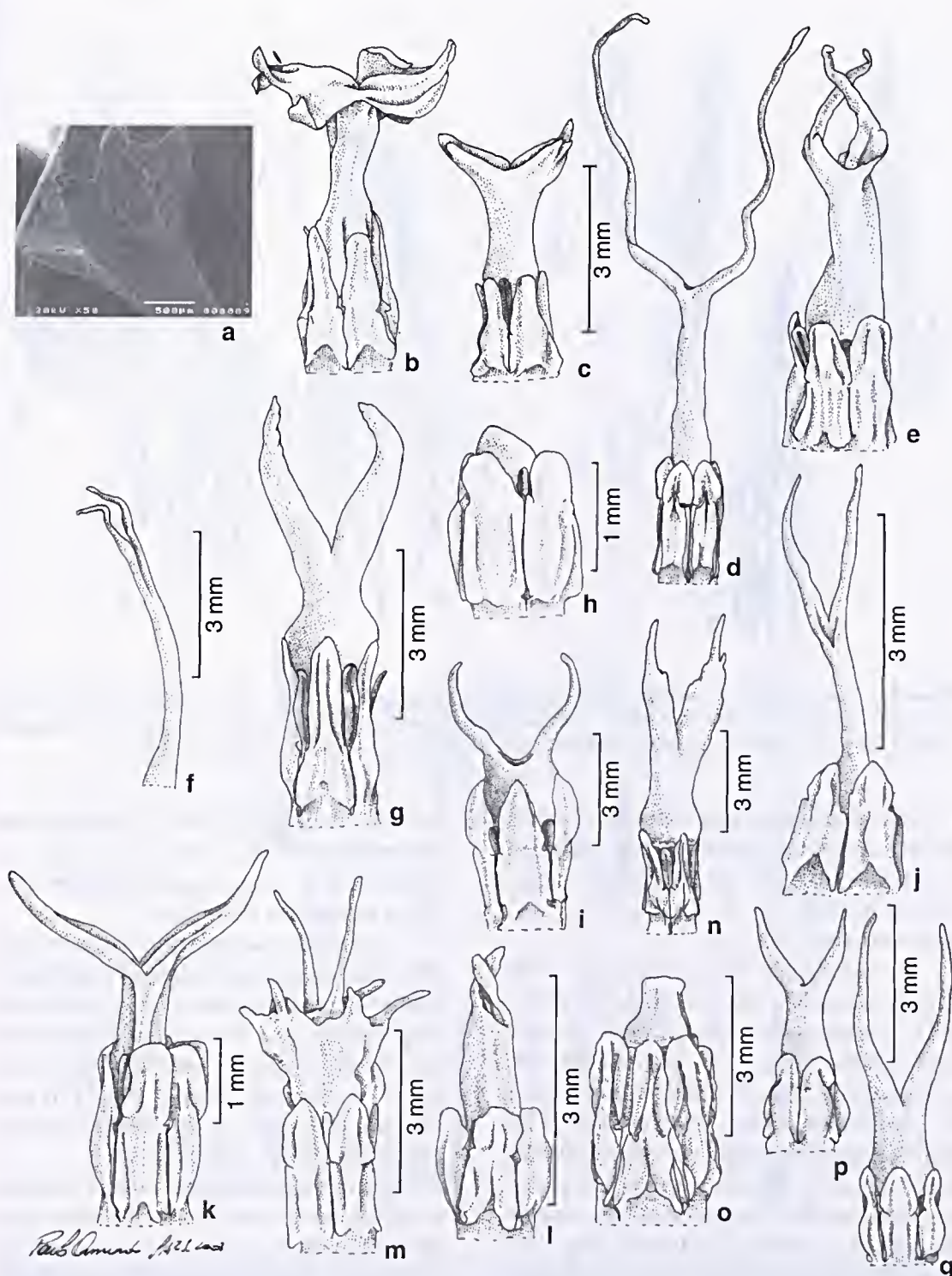



Figura 15 – Variação morfológica dos apêndices estilares – a. *Oxypetalum insigne* var. *glaziovii* (*Marquete 450*); b. *O. insigne* var. *glabrum* (*Rapini 317*); c. *O. insigne* var. *glaziovii* (*Marquete 450*); d. *O. jacobinae* (Fontella 1023, Vidal 362, Vidal 392); e. *O. lanatum* (*Martinelli 13251*); f. *O. lutescens* (*Glaziou 6903*); g. *O. molle* (*Marquete 285*); h. *O. pachyglossum* (*Pereira 2938*); i. *O. pannosum* var. *pannosum* (*Marquete 453*); j. *O. patulum* (*Brade 20198*); k. *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (*Occhioni 5712*); l. *O. pilosum* (*Sucre 1467*); m. *O. regnellii* (*Rizzini 10196*); n. *O. schottii* (*Góes 788*); o. *O. sublanatum* (*Brade 17272*); p. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* (*Marquete 477*); q. *O. wightianum* (*Marquete 452*).

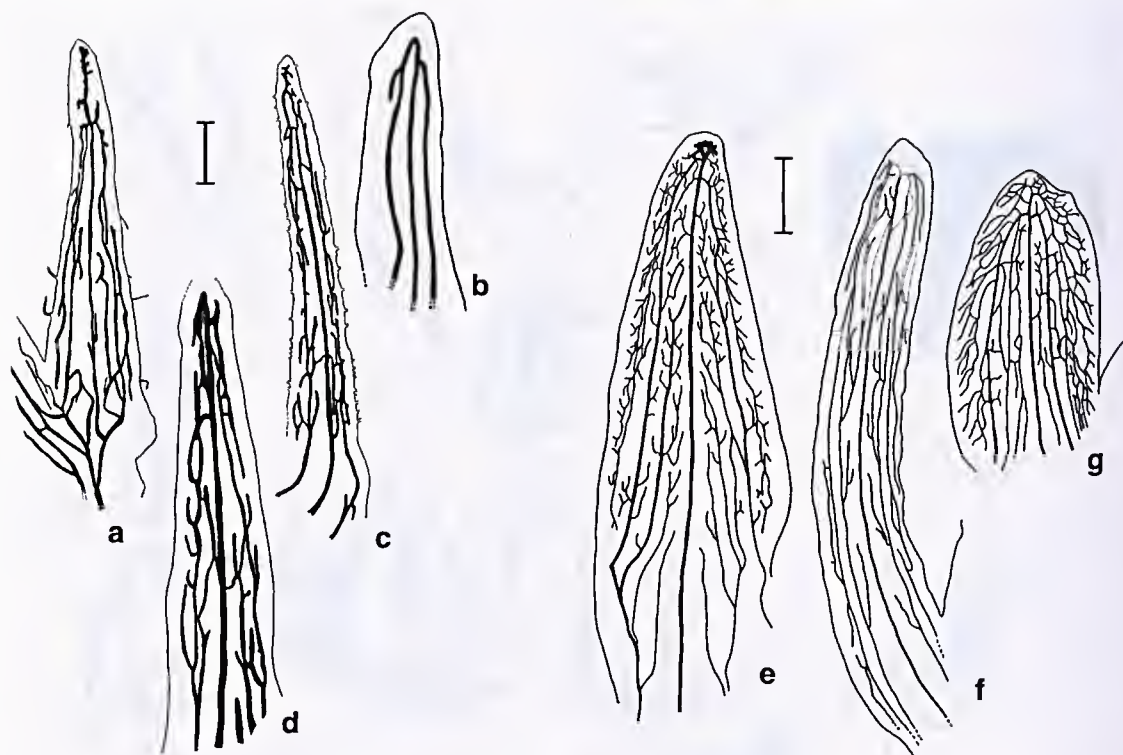



Figura 16 – Vascularização das sépalas. a. *Oxypetalum insigne* var. *glabrum* (*Furlan 3239*); b. *O. pilosum* (*Góes 1201*); c. *O. regnellii* (*Occhioni 1285*); d. *O. molle* (*Kuhlmann 1969*). Vascularização das lacínias da corola. e. *O. sublanatum* (*Lima 1150*); f. *O. insigne* var. *glabrum* (*Furlan 3239*); g. *O. lanatum* (*Farney 1428*). Barra = 2 mm

f-l, n-u); raramente, o feixe se ramifica em dois ou três na porção mediana do apêndice membranáceo como em *O. banksii* subsp. *corymbiferum* e *O. pannosum* var. *pannosum* (Fig. 17e, m).

As coronas em geral não são vascularizadas (Fig. 18d, i-k, m, q, s-u), exceto em *O. arachnoideum* (Fig. 18c), *O. insigne* var. *insigne* (Fig. 18f), *O. insigne* var. *glabrum* (Fig. 18g), *O. patulum* (Fig. 18n) e *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (Fig. 18o). Nestas últimas espécies, o feixe vascular atinge a base do segmento, sendo que em *O. patulum* este feixe ramifica-se subapicalmente em três. *Oxypetalum sublanatum* (Fig. 18r) apresenta dois feixes percorrendo o segmento da corona até a região mediana sendo que um deles se ramifica apicalmente. Os feixes às vezes se dirigem aos segmentos da corona, mas não penetram nos mesmos, como em *O. alpinum* var. *alpinum* (Fig. 18a), *O. appendiculatum* (Fig. 18b), *O. banksii* subsp. *corymbiferum* (Fig. 18e), *O. insigne* var. *glaziovii* (Fig. 18h), *O. pachyglossum* (Fig. 18l) e *O. pilosum* (Fig. 18p).

Cada estilete apresenta um feixe vascular que não se unem na soldadura do ginostégio, e nem atingem o apêndice estilar e seus ramos (Fig. 19a-i, k-s, u). Quando o apêndice estilar possui o ápice crateriforme e laciniado, como em *O. insigne* var. *insigne* (Fig. 19j) e *O. regnellii* (Fig. 19t), os feixes ramificam-se, penetrando um em cada lacínia.

Fruto: a forma dos folículos varia de fusiforme a ovóide sendo geralmente acuminados no ápice (Tab. 2). A superfície é freqüentemente lisa (Fig. 20c), estriada longitudinalmente (Fig. 20a), ou tuberculada em *O. wightianum* (Fig. 20d). O indumento varia de glabro a pubescente.

Os folículos quando maduros possuem pericarpo muito delgado, de cor marrom, com

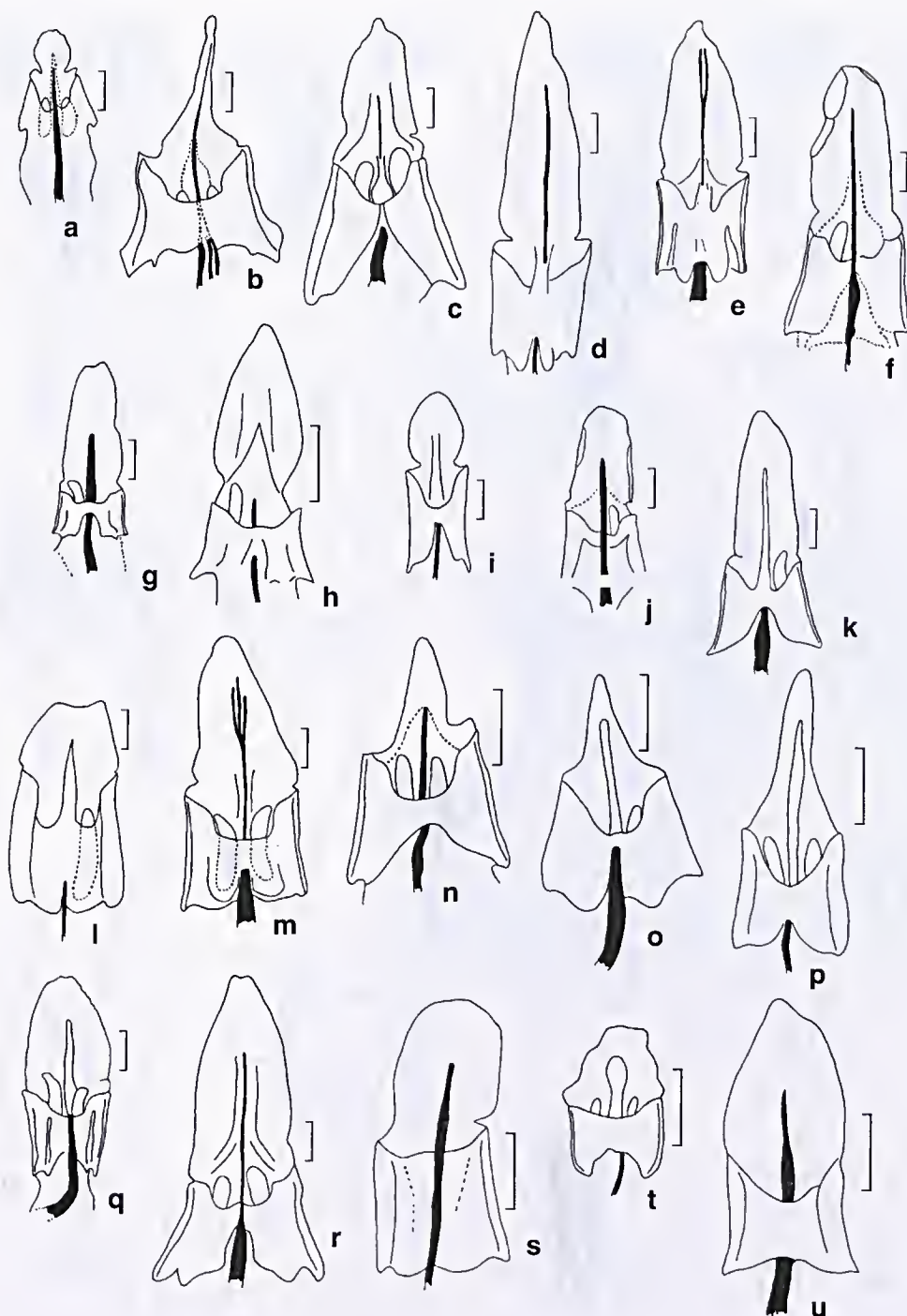



Figura 17 – Vascularização dos estames – a. *Oxypetalum alpinum* var. *alpinum* (*Sucre 6505*); b. *O. appendiculatum* (*Barros 3014*); c. *O. arachnoideum* (*Duarte 4774*); d. *O. banksii* subsp. *banksii* (*Marquete 415*); e. *O. banksii* subsp. *corymbiferum* (*Lima 1105*); f. *O. insigne* var. *insigne* (*Pereira 2938*); g. *O. insigne* var. *glabrum* (*Furlan 3239*); h. *O. insigne* var. *glaziovii* (*Ribeiro 914*); i. *O. jacobinae* (*Bianchini 462*); j. *O. lanatum* (*Farney 1428*); k. *O. molle* (*Kuhlmann 1969*); l. *O. pachyglossum* (*Pereira 2938*); m. *O. pannosum* var. *pannosum* (*Marquete 453*); n. *O. patulum* (*Emmerich 605*); o. *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (*Occhioni 1284*); p. *O. pilosum* (*Góes 1201*); q. *O. regnellii* (*Occhioni 1285*); r. *O. sublanatum* (*Lima 1150*); s. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* (*Marquete 447*); t. *O. glaziovii* (*Castellanos 25670*); u. *O. wightianum* (*Marquete 452*). Barra= 500 µm.

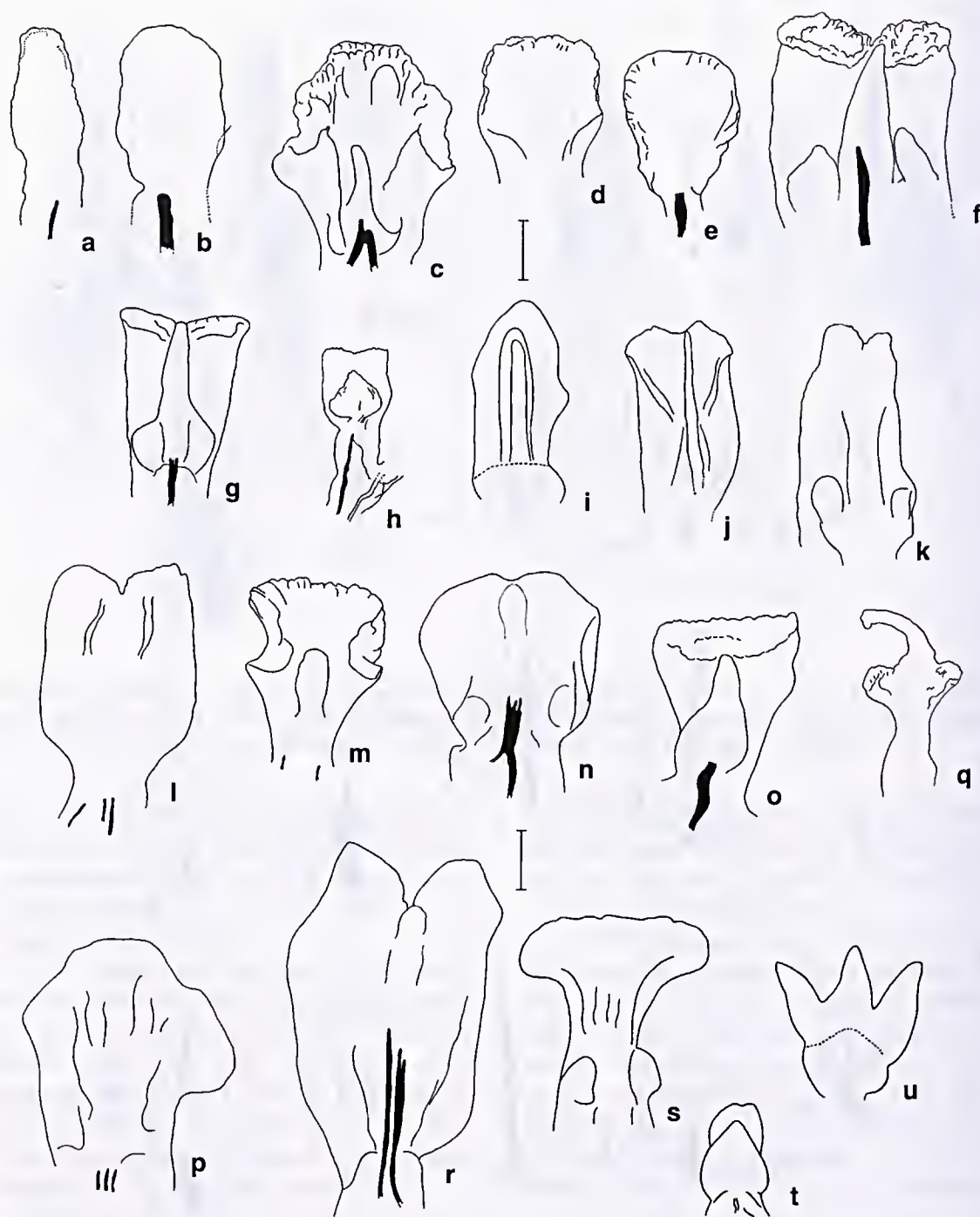



Figura 18 – Vascularização dos segmentos da corona – a. *Oxypetalum alpinum* var. *alpinum* (*Sucre 6505*); b. *O. appendiculatum* (*Barros 3014*); c. *O. arachnoideum* (*Duarte 4774*); d. *O. banksii* subsp. *banksii* (*Marquete 415*); e. *O. banksii* subsp. *corymbiferum* (*Lima 1105*); f. *O. insigne* var. *insigne* (*Pereira 2938*); g. *O. insigne* var. *glabrum* (*Furlan 3239*); h. *O. insigne* var. *glaziovii* (*Ribeiro 914*); i. *O. jacobinae* (*Bianchini 462*); j. *O. lanatum* (*Farney 1428*); k. *O. molle* (*Kuhlmann 1969*); l. *O. pachyglossum* (*Pereira 2938*); m. *O. pannosum* var. *pannosum* (*Marquete 453*); n. *O. patulum* (*Emmerich 605*); o. *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (*Occhioni 1284*); p. *O. pilosum* (*Goes 1201*); q. *O. regnelii* (*Occhioni 1285*); r. *O. sublanatum* (*Lima 1150*); s. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* (*Marquete 447*); t. *O. glaziovii* (*Castellanos 25670*); u. *O. wightianum* (*Marquete 452*). Barra = 500 µm

Figura 19 – Vascularização dos apêndices estilares – a. *Oxypetalum alpinum* var. *alpinum* (*Sucre 6505*); b. *O. appendiculatum* (*Barros 3014*); c. *O. arachnoideum* (*Duarte 4774*); d. *O. banksii* subsp. *banksii* (*Marquete 415*); e. *O. banksii* subsp. *corymbiferum* (*Lima 1105*); f. *O. jacobinae* (*Bianchini 462*); g. *O. molle* (*Kuhlmann 1969*); h. *O. pachyglossum* (*Pereira 2938*); i. *O. pannosum* var. *pannosum* (*Marquete 453*); j. *O. insigne* var. *insigne* (*Occhioni 1219*); k. *O. insigne* var. *glaziovii* (*Ribeiro 914*); l. *O. insigne* var. *glabrum* (*Furlan 3239*); m. *O. patulum* (*Emmerich 605*); n. *O. cordifolium* subsp. *pedicellatum* (*Occhioni 1284*); o. *O. lanatum* (*Farney 1428*); p. *O. pilosum* (*Goes 1201*); q. *O. sublanatum* (*Lima 1150*); r. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* (*Marquete 447*); s. *O. glaziovii* (*Castellanos 25670*); t. *O. regnelii* (*Occhioni 1285*); u. *O. wightianum* (*Marquete 452*). Barra=500µm

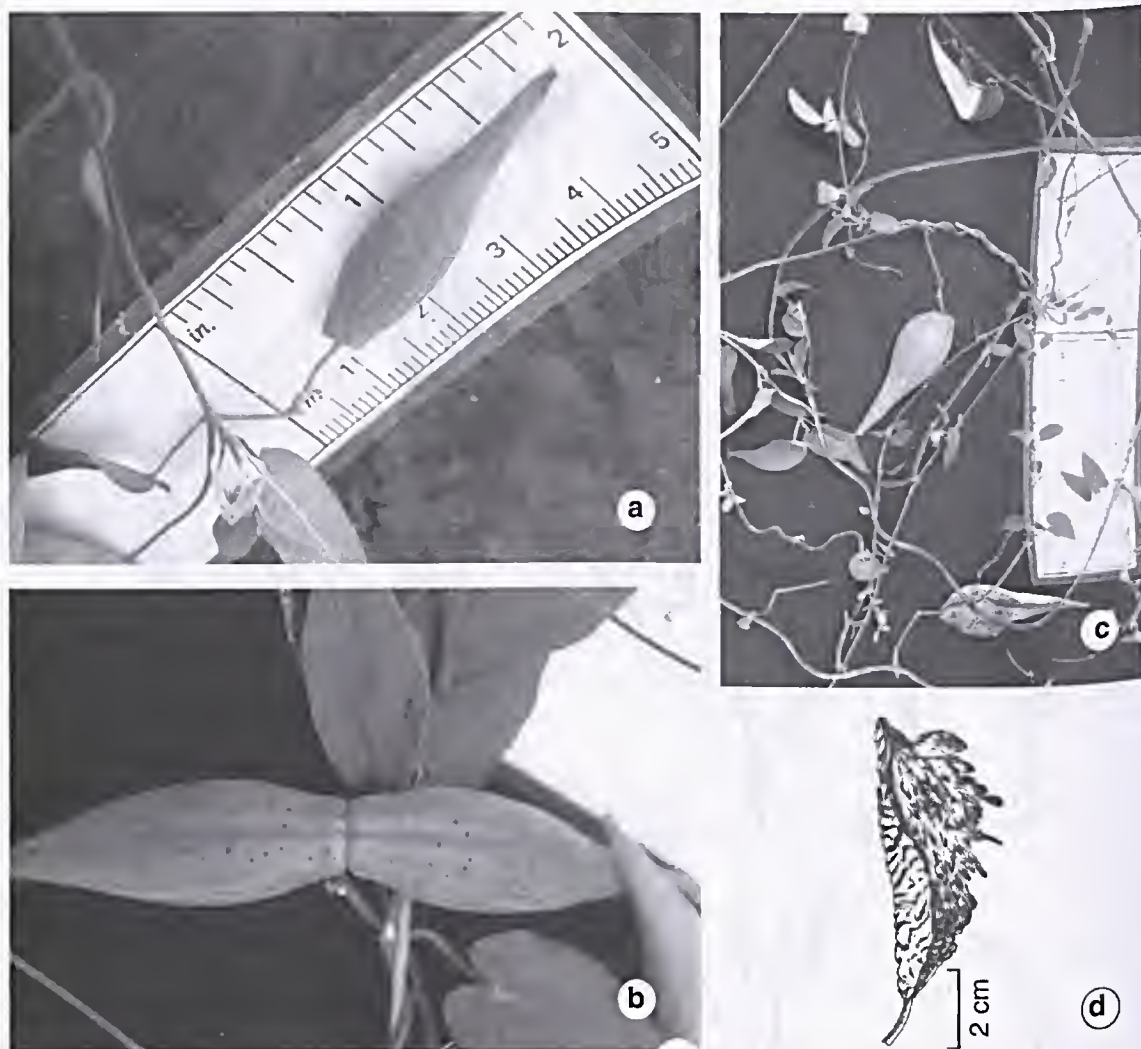



Figura 20 – a-b. *Oxypetalum appendiculatum* – a. folículo; b. folículos gêmeos (*Marquete 436*); c. *O. cordifolium* subsp. *brasiliense* – folículo maduro e aberto, evidenciando o pericarpo delgado (*Marquete 416*); d. *O. wightianum* – fruto (*Marquete 452*).

espessura de 0,2–0,3 mm (Fig. 20c); apresentam uma sutura deiscente adaxialmente.

Os frutos nas Asclepiadoideae são considerados frutos múltiplos, sendo que cada frutíolo corresponde a um folículo (Barroso *et al.* 1999). Apenas um, raramente dois, carpelos se desenvolvem. Nesses casos, há presença de um cômpito (Kunze 1991; Vieira 1998) na região dos estiletes sólidos, que possibilita a distribuição de tubos polínicos para os dois carpelos, resultando na produção de folículos gêmeos (Fig. 20b), independentemente da câmara nectarífera que recebeu a polínia (Vieira 1998).

Semente: as sementes, nos táxons estudados, são sempre achatadas, ovadas ou plano-convexas, com face dorsal convexa e ventral côncava. A testa, de cor castanha e verrucosa, possui margens levemente onduladas, na região da micrópila e do hilo, providas de uma coma longa, sedosa e alvescente, com 30–35 mm. O endosperma é denso, cartilaginoso e o embrião, axial, espatulado e espesso, apresenta cotilédones foliáceos, planos ou elípticos, com base levemente cordada; são esbranquiçados, medem 2–2,5 × 1,2–1,8 mm compr. e possuem radícula curta 1–1,2 mm (Fig. 21a-d). A germinação é fanerocotiledonar.

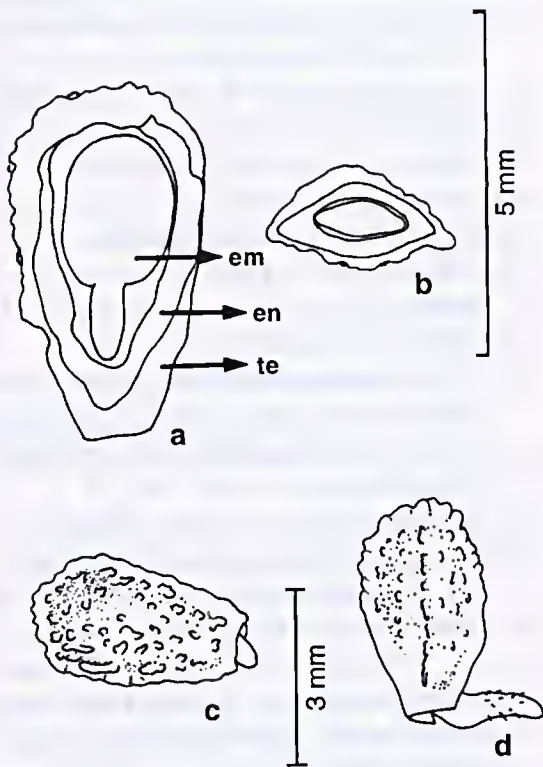



Figura 21 - Sementes de *Oxypetalum lanatum* – a. corte longitudinal evidenciando a testa (te), endosperma (en) e embrião (em); b. corte transversal; c-d. estágios da germinação da semente (*Marquete 353*).

A coma é uma estrutura pilosa formada pelo alongamento estrofiolar da testa em torno da micrópila (Barroso *et al.* 1999). Em *Oxypetalum* a coma prolonga-se até o ápice do folículo e o número de sementes por frutos é em torno de 100 (Vieira 1998). As sementes distribuem-se no fruto de forma imbricada e prendem-se pelo funículo no resíduo do tecido placentário. Quando o fruto está maduro e se abre, as sementes começam a se desprender desde o ápice; a coma abre-se em forma de um pára-quedas e a semente é carregada pelo vento.

Considerações Finais

As características mais importantes para a conceituação do gênero *Oxypetalum* estão relacionadas aos polinários, segmentos da corona e apêndices estilares.

Já os aspectos mais importantes para a delimitação das espécies estudadas encontram-se associados aos polinários, aos apêndices estilares, às lacínias da corola, aos segmentos da corona, coléteres sepalares e à forma das folhas.

A análise das inflorescências indicou que o tipo cimóide corimbiforme predomina nas espécies estudadas.

Deve-se salientar que os aspectos anatômicos observados nas espécies *O. banksii* subsp. *banksii* e *O. insigne* var. *insigne* correspondem às características gerais mencionadas por Solereder (1908) e Metcalfe & Chalk (1965) para as Asclepiadoideae, tais como a presença de feixes vasculares bicolaterais e idioblastos cristalíferos nos coléteres nas sépalas. Entre as estruturas típicas da flor das Asclepiadoideae e das famílias da ordem Gentianales figuram os coléteres.

No presente estudo foi observado que a atividade das células secretoras que revestem a cabeça estilar forma os transladores (retináculo e caudículas).

A posição da inserção dos segmentos da corona, a presença ou ausência de dentes e espessamentos, bem como suas diferentes formas (desde pregas, pequenas saliências à formações dentiformes) são caracteres utilizados na identificação das espécies.

O apêndice estilar também pode ser útil na separação de grupos de espécies, variando desde crateriforme a bífido em diferentes alturas, com lobos lisos, aplanados e com margens trilobadas à levemente denteadas.

A vascularização do cálice e corola mostrou três padrões, definidos pela densidade de nervuras e por suas ramificações.

As coronas, que em Asclepiadoideae geralmente não são vascularizadas, apresentaram em algumas espécies um feixe que atinge a base ou a região mediana do segmento.

Os estames são percorridos por um único feixe, embora em *O. banksii* subsp. *corymbiferum* e *O. pannosum* var. *pannosum* o feixe se apresente dividido em dois ou três, nos apêndices membranáceos.

O trabalho contribui com uma melhor compreensão da morfologia e anatomia do

grupo, elucidando dúvidas taxonômicas, principalmente aquelas que facilitam o reconhecimento dos táxons e, espera-se com a divulgação destas informações subsidiar futuras abordagens filogenéticas.

Agradecimentos

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelas bolsas concedidas aos autores. Ao Pesquisador Osnir Marquete, pelas microfotografias referentes aos aspectos anatômicos da flor. Aos ilustradores Paulo Ormindo e Aline Souza Lima. Ao biólogo Paulo Botelho de Macedo pela paciência e grande ajuda na arte gráfica. À bióloga Aline Cardoso Cerqueira pela ajuda nas atividades de laboratório. Ao Dr. Rodrigo Capaz pela versão em inglês do resumo. Ao Laboratório de Ultraestrutura Celular Hertha Meyer, Instituto de Biofísica Carlos Chagas Filho, CCS/UFRJ.

Referências Bibliográficas

Appezzato-da-Glória, B. & Estelita, M. E. M. 2000. Development, structure and distribution of colleters in *Mandevilla illustris* and *M.velutina* (Apocynaceae). Revista Brasileira Botânica 23(2): 113-120.

Arekal, G. D. & Ramakrishna, T. M. 1980. Extrafloral nectaries of *Calotropis gigantea* and *Wattakaka volubilis*. Phytomorphology 30: 303-306.

Barroso, G. M.; Peixoto, A. L.; Costa, C. G.; Falcão, C. L. I.; Guimarães, E. F. & Lima, H. C. 1986. Sistemática de Angiospermas do Brasil 3. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. Pp. 16-52.

Barroso, G. M.; Morim, M. P.; Peixoto, A. L. & Ichaso, C. L. F. 1999. Frutos e sementes, morfologia aplicada à sistemática de Dicotiledôneas. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 441p.

Decaisne, J. 1844 Asclepiadaceae. *In*: Candolle, A. L. P. P. Prodromus systematis naturalis regni vegetabilis... Paris (Treuttel & Würtz), Strasbourg, London, 8: 490-665.

Endress, P. K. 1994. Diversity and evolutionary biology of tropical flowers. Cambridge University Press. Pp. 511.

______ & Bruyns, P. V. 2000. A revised classification of Apocynaceae s.l. Botanical Review 66(1): 1-56.

Fahn, A. 1979. Secretory tissues in plants. Academia Press, London, 302p.

Fontella-Pereira, J. 1965. Contribuição ao estudo das Asclepiadaceae brasileiras, 2. Sellowia 17: 61-76.

______. 1977. Revisão taxonômica do gênero *Tassadia* Decaisne (Asclepiadaceae). Arquivo Jardim Botânico Rio de Janeiro 21: 235-392.

______ & Valente, M. C. 1969. Contribuição ao estudo das Asclepiadaceae brasileiras, IV. Espécies novas afins à *Ditassa hastata* Decne. Loefgrenia 31: 1-6.

______ & Marquete, N. F. S. 1971. Estudos em Asclepiadaceae, II. Sobre a identidade de *Bustelma warmingii* Fourn. Museu Botânico Municipal Curitiba 1: 1-6.

Fontella-Pereira, J. & Marquete, N. F. S. 1974. Estudos em Asclepiadaceae, V. Uma nova espécie de *Blepharodon* Decne. Boletim Museu Botânico 18: 1-3.

______ & ______. 1975. Estudos em Asclepiadaceae, VI. Uma nova espécie de *Astephanus* R.Br. Bradea 3: 9-12.

______; Valente, M. C. & Alencastro, F. M. M. R. 1971. Contribuição ao estudo das Asclepiadaceae brasileiras, V. Estudo taxonômico e anatômico de *Oxypetalum banksii* Roem. & Schult. Rodriguésia 26(38): 261-282.

______; ______ & Schwarz, E. A. 1984. Contribuição ao estudo das Asclepiadaceae brasileiras, XXI. Asclepiadaceae do município de Ouro Preto, estado de Minas Gerais – uma sinopse. Boletim Museu Botânico Kuhlmann 7(2): 63-127.

Fournier, E. 1885. Asclepiadaceae. *In:* Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis ... München, Wien, Leipzig, 6(4): 189-332.

Galil, J. & Zeroni, M. 1969. On the organization of the pollinium in *Asclepias curassavica.* Botanical Gazete 130(1): 1-4.

Hayat, M. A. 1981. Principles and techniques of eletron microscopy. Edward Arnold, London, 522p.

Hoehne, F. C. 1916. Monografia das Asclepiadaceae brasileiras (*Monographia Asclepiadacearum Brasiliensium*). *Oxypetalum* et *Calostigma.* Comissão de Linhas Telegráficas, Estratégicas de Matto Grosso ao Amazonas. Publ. 38, fasc. 1: 1-131, *et ibid.* Fasc. 2: 1-13.

Holmgren, P. K.; Holmgren, N. H. & Barnett, L. C. 1990. Index Herbariorum. Part. 1: The Herbario of the World Regnum vegetabile. 8ª ed. New York Botanical Garden, New York, 693p.

Johansen, D. 1940. Plant microtechnique. McGraw-Hill, New York, 523p.

Kunze, H. 1990. Morphology and evolution of the corona in Asclepiadaceae and related families. Tropische und Subtropische Pflanzenwelt 76: 1-49.

______. 1991. Structure and function in asclepiad pollination. Plant Systematic Evolution 176: 227-253.

______. 1996. Morphology of the stamen in the Asclepiadaceae and its systematic relevance. Botanische Jahrbücher für Systematik 118: 547-579.

Liede, S. 1996. Anther differentiation in the Asclepiadaceae – Asclepiadeae: form and function. *In:* W. G. D'Arcy & R. C. Keating (eds.). The anther: form, function and phylogeny. Cambridge University Press. Pp. 221-235.

______ & Kunze, H. 1993. A descriptive system for corona analysis in Asclepiadaceae and Periplocacceae. Plant Systematic Evolution 185: 275-284.

______ & Weberling, F. 1995. On the inflorescence structure of Asclepiadaceae. Plant Systematic Evolution 197: 99-109.

Luque, R.; Sousa, H. C. & Kraus, J. E. 1996. Métodos de coloração de Roeser (1972) modificado e Kropp (1972) visando a substituição do azul de astra por azul de alcião 8 G S ou 8 GX. Acta Botanica Brasilica 10(2): 199-212.

Malme, G. O. A. 1900a. Die Systematische Gliederung der Gattung *Oxypetalum* R. Br. Oefvers. Kongl. Svenska Vetenskaps-Akademiens Handlingar 7: 843-865.

______. 1900b. Die Asclepiadaceen des Regnell'schen Herbars. Kongl. Svenska Vetenskaps-Akademiens Handlingar 34(7): 1-102.

______. 1927. Asclepiadaceae Dusenianae in Paraná collectae. Arkiv för Botanik 21A(3): 1-48.

______. 1939. Asclepiadaceae austroamericanae novae vel minus cognitae. Arkiv för Botanik 29A(13): 1-5.

Marquete, N. F. S. 2003. O gênero *Oxypetalum* R.Br. (Asclepiadoideae-Apocynaceae) no estado do Rio de Janeiro, Brasil. Tese de Doutorado. Universidade Federal, 313p.

Marquete, N. F. S.; Fontella-Pereira, J & Valente, M. C. 2007. Asclepiadoideae (Apocynaceae) from southeastern Brazil. I. The genus *Oxypetalum* from Rio de Janeiro State, Brazil. Annals of the Missouri Botanical Garden 94(2): 435-462.

Metcalfe, C. R. & Chalk, L. 1965. Anatomy of Dicotyledons. Vol. 2. Asclepiadaceae. Claredon Press, Oxford. Pp. 917-925.

Meyer, T. 1944. Asclepiadaceae. *In*: Descole, H. R. Genera et species plantarum argentinarum. Vol. 2. Guilherme Kraft, Buenos Aires, 273p.

Occhioni, P. 1956. Contribuição ao estudo do gênero *Oxypetalum*, com especial referência às espécies do Itatiaia e Serra dos Órgãos. Arquivo Jardim Botânico Rio de Janeiro 14: 37-210.

Payne, W. W. 1978. A glossary of plant hair terminology. Brittonia 30(2): 239-255.

Puri, V. 1952. Placentation in Angiosperms. Botanical Review 18(9): 603-651.

Purvis, M.; Collier, D. & Walls, D. 1964. Laboratory techniques in botany. Butterworths, London, 371 p.

Rapini, A., Mello-Silva, R. & Kawasaki, M. L. 2001. Asclepiadoideae (Apocynaceae) da Cadeia do Espinhaço de Minas Gerais, Brasil. Boletim de Botânica da Universidade de São Paulo 19: 55-169.

Rio, M. C. S.; Castro, M. M. & Kinoshita, L. 2002. Distribuição e caracterização anatômica dos coléteres foliares de *Prestonia coalita* (Vell.) Woodson (Apocynaceae). Revista Brasileira de Botânica 25(3): 339-340.

Rosatti, T. J. 1989. The genera of suborder Apocninéae (Apocynaceae and Asclepiadaceae) in the Southeastern United States. Journal Arnold Arbor 70: 443-514.

Sass, J. E. 1940. Elements of botanical microtechnique. McGraw-Hill, New York, London, 222p.

Schumann, K. 1895. Asclepiadaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Prantl. K. A. E. (eds.). Die natürlichen flanzenfamilien ... Vol. 4. Leipzig (Wilhelm Engelmann). Pp. 189-306.

Schwarz, E. A. & Furlan, A. 2002. Coléteres foliares de *Oxypetalum* R.Br. (Asclepiadoideae, Apocynaceae). Aspectos ultraestruturais e anatômicos úteis à taxonomia das espécies do estado do Paraná. Acta Biológica Paranaense 31(1,2,3,4): 79-97.

Solereder, H. 1908. Systematic anatomy of Dicotyledons. Vol. I. Claredon Press, Oxford. Pp. 534-537.

Troll, J. 1964. Die Infloreszenzen. Vol. 1. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 615p.

Valente, M. C. 1977. A flor de *Oxypetalum banksii* Roem. *et* Schult. subsp. *banksii*: Estudo de anatomia e vascularização (Asclepiadaceae). Rodriguésia 29(43): 161-284.

______. 1995. *Matelea maritima* subsp. *ganglinosa* (Vell.) Font. Anatomia e vascularização floral (Asclepiadaceae). Arquivos do Jardim Botânico do Rio de Janeiro 33(1): 75-98.

______; Fontella-Pereira, J. & Alencastro, F. M. M. R. 1971. Contribuição ao estudo das Asclepiadaceae brasileiras, VII. Estudos taxonômico e anatômico de *Oxypetalum banksii* Roem. *et* Schult. subsp. *corymbiferum* (Fourn.) Font. & Val., *comb. nov*. Anais da Academia Brasileira de Ciência 43(1): 177-189.

Vieira, M. F. 1998. Biologia reprodutiva de espécies de *Oxypetalum* (Asclepiadaceae), na região de Viçosa, MG, Sudeste brasileiro. Tese de Doutorado. Universidade Estadual de Campinas. Campinas.

Weberling, F. 1989. Morphology of flowers and inflorescences. Univerty Press Cambridge, Cambridge, 405p.

INSTRUÇÕES AOS AUTORES

Escopo

A Rodriguésia é uma publicação trimestral do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, que publica artigos e notas científicas, em Português, Espanhol ou Inglês em todas as áreas da Biologia Vegetal, bem como em História da Botânica e atividades ligadas a Jardins Botânicos.

Encaminhamento dos manuscritos

Os manuscritos devem ser enviados em 3 vias impressas e em CD-ROM à:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030
Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Os artigos devem ter no máximo 30 páginas digitadas, aqueles que ultrapassem este limite poderão ser publicados após avaliação do Corpo Editorial. O aceite dos trabalhos depende da decisão do Corpo Editorial.

Todos os artigos serão submetidos a 2 consultores *ad hoc*. Aos autores será solicitado, quando necessário, modificações de forma a adequar o trabalho às sugestões dos revisores e editores. Artigos que não estiverem nas normas descritas serão devolvidos.

Serão enviadas aos autores as provas de página, que deverão ser devolvidas ao Corpo Editorial em no máximo 5 dias úteis a partir da data do recebimento. Os trabalhos, após a publicação, ficarão disponíveis em formato digital (PDF, AdobeAcrobat) no *site* do Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Formato dos manuscritos

Os autores devem utilizar o editor do texto *Microsoft Word*, versão 6.0 ou superior, fonte Times New Roman, corpo 12, em espaço duplo.

O manuscrito deve ser formatado em tamanho A4, com margens de 2,5 cm e alinhamento justificado, exceto nos casos indicados abaixo, e impresso em apenas um lado do papel. Todas as páginas, exceto a do título, devem ser numeradas, consecutivamente, no canto superior direito. Letras maiúsculas devem ser utilizadas apenas se as palavras exigem iniciais maiúsculas, de acordo com a respectiva língua do manuscrito. Não serão considerados manuscritos escritos inteiramente em maiúsculas.

Palavras em latim devem estar em itálico, bem como os nomes científicos genéricos e infragenéricos. Utilizar nomes científicos completos (gênero, espécie e autor) na primeira menção, abreviando o nome genérico subseqüentemente, exceto onde referência a outros gêneros cause confusão. Os nomes dos autores de táxons devem ser citados segundo Brummitt & Powell (1992), na obra "Authors of Plant Names".

Primeira página – deve incluir o título, autores, instituições, apoio financeiro, autor e endereço para correspondência e título abreviado. O título deverá ser conciso e objetivo, expressando a idéia geral do conteúdo do trabalho. Deve ser escrito em negrito com letras maiúsculas utilizadas apenas onde as letras e as palavras devam ser publicadas em maiúsculas.

Segunda página – deve conter Resumo (incluindo título), Abstract (incluindo título em inglês) e palavras-chave (até 5, em português ou espanhol e inglês). Resumos e abstracts devem conter até 200 palavras cada. O Corpo Editorial pode redigir o Resumo a partir da tradução do Abstract em trabalhos de autores não fluentes em português.

Texto – Iniciar em nova página de acordo com seqüência apresentada a seguir: Introdução, Material e Métodos, Resultados, Discussão, Agradecimentos e Referências Bibliográficas. Estes itens podem ser omitidos em trabalhos sobre a descrição de novos táxons, mudanças nomenclaturais ou similares. O item Resultados pode ser agrupado com Discussão quando mais adequado. Os títulos (Introdução, Material e Métodos etc.) e subtítulos deverão ser em negrito. Enumere as figuras e tabelas em arábico de acordo com a seqüência em que as mesmas aparecem no texto. As citações de referências no texto devem seguir os seguintes exemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para três ou mais autores ou (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Referência a dados ainda não publicados ou trabalhos submetidos deve ser citada conforme o exemplo: (R.C. Vieira, dados não publicados). Cite resumos de trabalhos apresentados em Congressos, Encontros e Simpósios se estritamente necessário.

O material examinado nos trabalhos taxonômicos deve ser citado obedecendo a seguinte ordem: local e data de coleta, fl., fr., bot. (para as fases fenológicas), nome e número do coletor (utilizando *et al.* quando houver mais de dois) e sigla(s) do(s) herbário(s) entre parêntesis, segundo o *Index Herbariorum*. Quando não houver número de coletor, o número de registro do espécime, juntamente com a sigla do herbário,deverá ser citado. Os nomes dos países e dos estados/províncias deverão ser citados por extenso, em letras maiúsculas e em ordem alfabética, seguidos dos respectivos materiais estudados.
Exemplo:
BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Para números decimais, use vírgula nos artigos em Português e Espanhol (exemplo: 10,5 m) e ponto em artigos em Inglês (exemplo: 10.5 m). Separe as unidades dos valores por um espaço (exceto em porcentagens, graus, minutos e segundos).

Use abreviações para unidades métricas do Systeme Internacional d'Unités (SI) e símbolos químicos amplamente aceitos. Demais abreviações podem ser utilizadas, devendo ser precedidas de seu significado por extenso na primeira menção.

Referências Bibliográficas – Todas as referências citadas no texto devem estar listadas neste item. As referências bibliográficas devem ser relacionadas em ordem alfabética, pelo sobrenome do primeiro autor, com apenas a primeira letra em caixa alta, seguido de todos os demais autores. Quando houver repetição do(s) mesmo(s) autor(es), o nome do mesmo deverá ser substituído por um travessão; quando o mesmo autor publicar vários trabalhos num mesmo ano, deverão ser acrescentadas letras alfabéticas após a data. Os títulos de periódicos não devem ser abreviados.
Exemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite teses e dissertações se estritamente necessário, isto é, quando as informações requeridas para o bom entendimento do texto ainda não foram publicadas em artigos científicos.

Tabelas - devem ser apresentadas em preto e branco, no formato Word for Windows. No texto as tabelas devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

"Apenas algumas espécies apresentam indumento (Tab. 1)..."

"Os resultados das análises fitoquímicas são apresentados na Tabela 2..."

Figuras - não devem ser inseridas no arquivo de texto. Submeter originais em preto e branco e três cópias de alta resolução para fotos e ilustrações, que também podem ser enviadas em formato eletrônico, com alta resolução, desde que estejam em formato TIF ou compatível com *CorelDraw*, versão 11 ou inferior. Ilustrações de baixa qualidade resultarão na devolução do manuscrito. No caso do envio das cópias impressas a numeração das figuras, bem como textos nelas inseridos, devem ser assinalados com *Letraset* ou similar em papel transparente (tipo manteiga), colado na parte superior da prancha, de maneira a sobrepor o papel transparente à prancha, permitindo que os detalhes apareçam nos locais desejados pelo autor. Os gráficos devem ser em preto e branco, possuir bom contraste e estar gravados em arquivos separados em disquete (formato TIF ou outro compatível com *CorelDraw 10*). As pranchas devem possuir no máximo 15 cm larg. x 22 cm comp. (também serão aceitas figuras que caibam em uma coluna, ou seja, 7,2 cm larg.x 22 cm comp.). As figuras que excederem mais de duas vezes estas medidas serão recusadas. As imagens digitalizadas devem ter pelo menos 600 dpi de resolução.

No texto as figuras devem ser sempre citadas de acordo com os exemplos abaixo:

"Evidencia-se pela análise das Figuras 25 e 26...."

"Lindman (Fig. 3) destacou as seguintes características para as espécies..."

Após feitas as correções sugeridas pelos assessores e aceito para a publicação, o autor deve enviar a versão final do manuscrito em duas vias impressas e em uma eletrônica.

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

Generalidades

Rodriguésia es una publicación trimestral del Instituto de Investigaciones del Jardín Botánico de Río de Janeiro, la cual publica artículos y notas científicas, en Portugués, Español y Inglés en todas las áreas de Biología Vegetal, asi como en Historia de la Botánica y actividades ligadas a Jardines Botánicos.

Preparación del manuscrito

Los manuscritos deben ser enviados en tres copias impresas y en CD-ROM a la:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030 - Brasil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

Los artículos pueden tener una extensión máxima de 30 páginas (sin contar cuadros y figuras), los que se extiendan más de 30 páginas podrán ser publicados después de ser evaluados por el Consejo Editorial. La aceptación de los trabajos depende de la decisión del Comité Científico.

Todos los artículos serán examinados por dos consultores *ad hoc*. A los autores será solicitado, cuando sea necesario, modificaciones para adecuar el manuscrito para adecuarlo a las sugerencias de los revisores y editores. Artículos que no sigan las normas descritas serán devueltos.

Serán enviados a los autores las pruebas de página, las cuales deberán ser devueltas al Consejo Editorial en un plazo máximo de cinco días a partir de la fecha de recibimiento. Después de publicados los artículos estarán disponibles en formato digital (PDF, AdobeAcrobat) en el *site* del Instituto de Investigaciones del Jardín Botánico de Río de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Preparación de los manuscritos

Los autores deben utilizar el editor de texto *Microsoft Word* 6.0 o superior, letra Times New Roman 12 puntos y doble espacio.

El manuscrito debe estar formateado en hojas tamaño A4, impresas por un solo lado, con márgenes 2,5 cm en todos los lados de la página y el texto alineado a la izquierda y a la derecha, excepto en los casos indicados abajo. Todas las páginas, excepto el título, deben ser numeradas, consecutivamente, en la esquina superior derecha. Las letras mayúsculas deben ser utilizadas apenas en palabras que exijan iniciales mayúsculas, de acuerdo con el respectivo idioma usado en el manuscrito. No serán considerados manuscritos escritos completamente con letras mayúsculas.

Palabras en latín, nombres científicos genéricos e infra-genéricos deben estar escritas en letra itálica. Utilizar nombres científicos completos (género, especie y autor) solo la primera vez que sean mencionados, abreviando el nombre genérico en las próximas veces, excepto cuando los otros nombres genéricos sean iguales. Los nombres de autores de los taxones deben ser citados siguiendo Brummitt & Powell (1992) en la obra "Authors of Plant Names".

Primera página - debe incluir el título, autores, afiliación profesional, financiamiento, autor y dirección para correspondencia, así como título abreviado. El título deberá ser conciso y objetivo, expresando la idea general del contenido del artículo; además, debe ser escrito en negrita con letras mayúsculas utilizadas apenas donde las letras y las palabras deban ser publicadas en mayúsculas.

Segunda página - debe tener un Resumen (incluyendo título), Abstract (incluyendo título en ingles) y palabras clave (hasta cinco, en portugués o español e inglés). Resúmenes y "abstracts" llevan hasta 200 palabras cada uno. El Consejo Editorial puede traducir el "abstract", para hacer el Resumen en trabajos de autores que no tienen fluencia en portugués.

Texto – iniciar en una nueva página de acuerdo con secuencia presentada a seguir: Introducción, Materiales y Métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos y Referencias Bibliográficas. Estas secciones pueden ser omitidas en trabajos relacionados con la descripción de nuevos taxones, cambios nomenclaturales o similares. La sección Resultados puede ser agrupada con Discusión cuando se considere pertinente. Las secciones (Introducción, Material y Métodos etc.) y subtítulos deberán ser escritas en negritas. Las figuras y las tablas se deben numerar en arábigo de acuerdo con la secuencia en que las mismas aparezcan en el texto. Las citaciones de referencias en el texto deben seguir los ejemplos: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) para tres o mas autores o (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996).

Las referencias a datos todavía no publicados o trabajos sometidos a publicación deben ser citados conforme al ejemplo: (R.C. Vieira, com. pers. o R.C. Vieira obs. pers.). Cite resúmenes de trabajos presentados en Congresos, Encuentros y Simposios cuando sea estrictamente necesario.

El material examinado en los trabajos taxonómicos debe ser citado obedeciendo el siguiente orden: lugar y fecha de colección, fl., fr., bot. (para las fases fenológicas), nombre y número del colector (utilizando *et al.* cuando existan más de dos) y sigla(s) de lo(s) herbario(s) entre paréntesis, siguiendo el *Index Herbariorum*. Cuando no exista número de colector, el número de registro del espécimen, juntamente con la sigla del herbario, deberá ser citado. Los nombres de los países y de los estados o provincias deberán ser citados por extenso, en letras mayúsculas y en orden alfabética, seguidos de los respectivos materiales estudiados.

Ejemplo:

BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. y fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Para números decimales, use coma en los artículos en Portugués y Español (ejemplo: 10,5 m) y punto en artículos en Ingles (ejemplo: 10.5 m). Separe las unidades de los valores por un espacio (excepto en porcentajes, grados, minutos y segundos).

Use abreviaciones para unidades métricas del Systeme Internacional d'Unités (SI) y símbolos químicos ampliamente aceptados. Las otras abreviaciones pueden ser utilizadas, debiendo ser precedidas de su significado por extenso en la primera mención.

Referencias Bibliográficas - Todas las referencias citadas en el texto deben ser listadas en esta sección. Las referencias bibliográficas deben ser ordenadas en orden alfabético por apellido del primer autor, solo la primera letra debe estar en caja alta, seguido de todos los demás autores. Cuando exista repetición del(los) mismo(s) autor(es), el nombre del mismo deberá ser substituido por una raya; cuando el mismo autor tenga varios trabajos en un mismo año, deberán ser colocadas letras alfabéticas después de la fecha. Los títulos de revistas no deben ser abreviados.

Ejemplos:

Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.

Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.

_____. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.

Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

Cite tesis y disertaciones si es estrictamente necesario, o cuando las informaciones requeridas para un mejor entendimiento del texto todavía no fueron publicadas en artículos científicos.

Tablas - deben ser presentadas en blanco y negro, en el formato Word para Windows. En el texto las tablas deben estar siempre citadas de acuerdo con los ejemplos abajo:

"Apenas algunas especies presentan indumento (Tab. 1)..."

"Los resultados de los análisis fitoquímicos son presentados en la Tabla 2..."

Figuras - no deben ser inseridas en el archivo de texto. Someter originales en blanco y negro tres copias de alta resolución para fotos y ilustraciones, que también puedan ser enviadas en formato electrónico, con alta resolución, desde que sean en formato JPG o compatible con *CorelDraw* versión 11 o inferior. Ilustraciones de baja calidad causaran la devolución del manuscrito. En el caso de envío de las copias impresas la numeración de las figuras, así como, textos en ellas inseridos, deben ser marcados con *Letraset* o similar en papel transparente (tipo mantequilla), pegado en la parte superior de la figura, de manera que al colocar el papel transparente sobre la figura permitiran que los detalles aparezcan en los lugares deseados por el autor. Los gráficos deben ser en blanco y negro, con excelente contraste y gravados en archivos separados en disquete (formato JPG o otro compatible con *CorelDraw 10.*). Las figuras se publican con un de máximo 15 cm de ancho x 22 cm de largo, también serán aceptas figuras del ancho de una columna - 7,2 cm. Las figuras que excedan más de dos veces estas medidas serán devueltas. Es necesario que las figuras digitalizadas tengan al menos 600 dpi de resolución.

En el texto las figuras deben ser siempre citadas de acuerdo con los ejemplos de abajo:

"Evidencia para el análisis de las Figuras 25 y 26...."

"Lindman (Fig. 3) destacó las siguientes características para las especies..."

Después de hacer las correcciones sugeridas por los asesores y siendo aceptado el artículo para publicación, el autor debe enviar la versión final del manuscrito en dos copias impresas y en una copia electrónica. Identifique el disquete con nombre y número del manuscrito.

INSTRUCTIONS TO AUTHORS

Scope

Rodriguésia, issued four times a year by the Botanical Garden of Rio de Janeiro Research Institute (Instituto de Pesquisa Jardim Botânico do Rio de Janeiro), publishes scientific articles and short notes in all areas of Plant Biology, as well as History of Botany and activities linked to Botanic Gardens. Articles are published in Portuguese, Spanish or English.

Submission of manuscripts

Manuscripts are to be submitted with 3 printed copies and CD-ROM to:
Revista Rodriguésia
Rua Pacheco Leão 915
Rio de Janeiro - RJ
CEP: 22460-030
Brazil
e-mail: rodriguesia@jbrj.gov.br

The maximum recommended length of the articles is 30 pages, but larger submissions may be published after evaluation by the Editorial Board. The articles are considered by the Editorial Board of the periodical, and sent to 2 referees *ad hoc*. The authors may be asked, when deemed necessary, to modify or adapt the submission according to the suggestions of the referees and the editors.

Once the article is accepted, it will be type-set and the authors will receive proofs to review and send back in 5 working days from receipt. Following their publication, the articles will be available digitally (PDF, AdobeAcrobat) at the site of the Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro (http://rodriguesia.jbrj.gov.br).

Guidelines

Manuscripts must be presented in *Microsoft Word* software (vs 6.0 ou more recent), with Times New Roman font size 12, double spaced. Page format must be size A4, margins 2,5 cm, justified (except in the cases explained below), printed on one side only. All pages, except the title page, must be numbered in the top right corner. Capital letters to be used only for initials, according to the language.

Latin words must be in italics (incl. genera and all other categories below generic level), and the scientific names have to be complete (genus, species and author) when they first appear in the text, and afterwards the genus can be abbreviated and the authority of the name suppressed, unless for some reason it may be cause for confusion. Names of authors to be cited according to Brummitt & Powell (1992), "Authors of Plant Names".

First page – must include title, authors, addresses, financial support, main author and contact address and abbreviated title. The title must be short and objective, expressing the general idea of the contents of the article. It must appear in bold with capital letters where relevant.

Second page – must contain a Portuguese summary (including title), Abstract (including title in English) and key-words (up to 5, in Portuguese or Spanish and in English). Summaries and abstracts must contain up to 200 words each. The Editorail Board may translate the Abstract into a Portuguese summary if the authors are not Portuguese speakers.

Text – starting on a new page, according to the following sequence: Introduction, Material and Methods, Results, Discussion, Acknowledgements and References. Some of these items may be omitted in articles describing new *taxa* or presenting nomenclatural changes etc. In some cases, the Results and Discussion can be merged. Titles (Introduction, Material and Methods etc.) and subtitles must be in **bold** type. Number figures and tables in 1-10 etc., according with the sequence these occupy within the text. References within the text should be in the following forms: Miller (1993), Miller & Maier (1994), Baker *et al.* (1996) for three or more authors or (Miller 1993), (Miller & Maier 1994), (Baker *et al.* 1996). Unpublished data should appear as: (R. C. Vieira, unpublished). Conference, Symposia and Meetings abstracts should only be cited if strictly necessary.

For Taxonomic Botany articles, the examined material ought to be cited following this order: locality and date of collection, phenology (fl., fr., bud), name and number of collector (using *et al.* when more than two collectors were present) and acronym of the herbaria between brackets, according to *Index Herbariorum*. When the collector's number is not available, the herbarium record number should be cited preceded by the Herbarium's acronym. Names of countries and states/provinces should be cited in full, in capital letters and in alphabetic order, followed by the

material studied, for instance:
BRASIL. BAHIA: Ilhéus, Reserva da CEPEC, 15.XII.1996, fl. e fr., *R. C. Vieira et al. 10987* (MBM, RB, SP).

Decimal numbers should be separated by comma in articles in Portuguese and Spanish (e.g.: 10,5 m), full stop in English (e.g.: 10.5 m). Numbers should be separated by space from the unit abbreviation, except in percentages, degrees, minutes and seconds.

Metric units should be abbreviated according to the Système Internacional d'Unités (SI), and chemical symbols are allowed. Other abbreviations can be used as long as they are explained in full when they appear for the first time

References – All references cited in the text must be listed within this section in alphabetic order by the surname of the first author, only the first letter of surnames in upper case, and all other authors must be cited. When there are several works by the same author, the surname is substituted by a long dash; when the same author publishes more than one work in the same year, these should be differentiated by lower case letters suffixing the year of publication. Titles of papers and journals should be in full and not abbreviated.
Examples:
Tolbert, R. J. & Johnson, M. A. 1966. A survey of the vegetative shoot apices in the family Malvaceae. American Journal of Botany 53(10): 961-970.
Engler, H. G. A. 1878. Araceae. *In*: Martius, C. F. P. von; Eichler, A. W. & Urban, I. Flora brasiliensis. Munchen, Wien, Leipzig, 3(2): 26-223.
______. 1930. Liliaceae. *In*: Engler, H. G. A. & Plantl, K. A. E. Die Naturlichen Pflanzenfamilien. 2. Aufl. Leipzig (Wilhelm Engelmann). 15: 227-386.
Sass, J. E. 1951. Botanical microtechnique. 2ed. Iowa State College Press, Iowa, 228p.

MSc and PhD thesis should be cited only when strictly necessary, if the information is as yet unpublished in the form of scientific articles.

Tables – should be presented in black and white, in the same software cited above. In the text, tables should be cited following in the examples below:

"Only a few species present hairs (Tab. 1)..."

"Results to the phytochemical analysis are presented in Table 2..."

Figures (must not be included in the file with text) - submit originals in black and white high good quality copies for photos and illustrations, or in electronic form with high resolution in format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw* vs. 11. Scripts submitted with low resolution or poor quality illustrations will be returned to the authors. In case of printed copies, the numbering and text of the figures should be made on an overlapping sheet of transparent paper stuck to the top edge of the plates, and not on the original drawing itself. Graphs should also be black and white, with good contrast, and in separate files on disk (format TIF 600 dpi, or compatible with *CorelDraw 10*). Plates should be a maximum of 15 cm wide x 22 cm long for a full page, or column size, with 7,2 cm wide and 22 cm long. The resolution for grayscale images should be 600 dpi.

In the text, figures should be cited according to the following examples:

"It is made obvious by the analysis of Figures 25 and 26...."

"Lindman (Fig. 3) outlined the following characters for the species..."

After adding modifications and corrections suggested by the two reviewers, the author should submit the final version of the manuscript electronically plus two printed copies.

Consultores *ad hoc* da Rodriguésia em 2008, volume 59 (1–4)

Abel Augusto Conceição
Adelita Aparecida Sartori Paoli
Alessandra Ike Coan
Alexandre Fadigas de Souza
Alexandre Uhlman
Alfredo Gui Ferreira
Ana Carolina Borges Lins e Silva
Ana Cláudia Araujo
Ana Luiza Du Bocage Neta
Ana Maria Goulart de Azevedo Tozzi
Andre Márcio Araújo Amorim
André Olmos Simões
Andrea Ferreira da Costa
Andrea Marilza Libano
Andréia Silva Flores
Angela Borges Martins
Ângela Studart da Fonseca Vaz
Antonio Alberto Jorge Farias de Castro
Antônio Carlos da Silva Andrade
Ariadna Valentina de Freitas e Lopes
Ariadne do Nascimento Moura
Aveliano Fernández
Cássia Mônica Sakuragi
Christian Westerkamp
Cid José Passos Bastos
Cíntia Kameyama
Cristiano Marcelo Viana Cardoso
Cyl Farney Catarino de Sá
Dalva Cassie Rocha
Daniela Guimarães Simão
Delmira da Costa Silva
Denise de Campos Bicudo
Denise Maria Trombert de Oliveira
Denise Pinheiro da Costa
Dorothy Sue Dunn de Araújo
Edson Luiz Furtado
Eduardo van den Berg
Elba Maria Nogueira Ferraz
Elcida de Lima Araújo
Elder Antônio Sousa Paiva
Eliane de Lima Jacques
Elizabeth Córdula
Ely Simone Gurgel
Eric Smidt
Everardo Valadares de Sa Barretto Sampaio
Fabio Rubio Scarano
Fátima Regina Gonçalves Salimena
Fiorella Fernanda Mazine
Francisco de Assis Ribeiro dos Santos
Gardene Maria de Sousa
Gladys Flávia de Albuquerque Mello de Pina
Guadalupe Palomino
Gustavo Martinelli
Gwilyn Lewis
Haroldo Cavalcante de Lima
Helen Maria Pontes Sótão
Henk van der Werff
Inês Cordeiro
Ingrid Koch
Isabel Cristina Sobreira Machado
Isolde Dorothea Kossmann Ferraz
Iva Carneiro Leão Barros
Jeanine Maria Felfili Fagg
Jefferson Maciel Rodrigues
Jefferson Prado
Jimi Naoki Nakajima
João Batista Baitello
João Renato Stehmann
João Ubiratan Moreira dos Santos
José Alves de Siqueira
José Iranildo Miranda de Melo
Julio Antonio Lombardi
Káthia Socorro Mathias Mourão
Leandro Freitas
Leonaldo Alves de Andrade
Leonardo de Melo Versieux
Leonardo Tavares Salgado
Letícia Ribes de Lima
Ligia Silveira Funch
Luci de Senna-Valle
Lucia Helena Soares Silva
Luciana F. Alves
Luiz Fernando Duarte de Moraes
Luiz Mauro Barbosa
Luiz Menini Neto
Luiz Roberto Zamith Coelho Leal
Lygia Dolores Fernandes
Manoel Cláudio da Silva Júnior
Mara Angelina Galvão Magenta
Marcelo Trindade Nascimento

Márcia Cristina Mendes Marques
Marco Antônio de Assis
Marcos Sobral
Margareth Ferreira de Sales
Maria Amelia Vitorino da Cruz-Barros
Maria Beatriz de Barros Barreto
Maria Bernadete Gonçalves Martins
Maria Cândida Mamede
Maria Carolina Abreu
Maria Helena Rezende
Maria Iracema Bezerra Loiola
Maria Jesus Nogueira Rodal
Maria Regina Vasconcellos Barbosa
Maria Tereza Grombone Guaratini
Marília de Moraes Castro
Marli Aparecida Ranal
Marli Pires Morim
Marta Monica Ponce
Milton Groppo Júnior
Miriam Cristina Alvarez Pereira
Nádia Roque
Nelson Sabino Bittencourt Júnior
Neuza Maria de Castro
Olga Yano
Orlando Necchi Júnior
Pablo Lozano Carpio
Paulo Eduardo Aguiar Saraiva Camara
Paulo Henrique Labiak Evangelista
Paulo Takeo Sano
Rafael Riosmena-Rodriguez
Regina Célia Lobato Lisboa
Regina Célia Oliveira
Renata Maria Strozi Alves Meira
Renato de Mello-Silva
Renato Goldenberg
Renée H. Fortunato
Reyjane Patrícia de Oliveira
Ricardo Callejas
Ricardo de Souza Secco
Ricardo Louro
Ricardo Moreira Chaloub
Rivete Silva de Lima
Roberta Boscaini Zandavalli
Roberto Antonio Rodella
Rodrigo Bustos Singer
Rodrigo Schütz Rodrigues
Roque Cielo Filho
Roseli Farias Melo de Barros
Roseli Lopes da Costa Bortoluzzi
Rosilene Rodrigues Silva
Rosy Mary dos Santos Isaias
Sandra Maria Carmello-Guerreiro
Scott Mori
Sebastião Medeiros Filho
Sergio Miana de Faria
Silvana Buzato
Silvia Rodrigues Machado
Simone de Pádua Teixeira
Steven P. Churchill
Sylene Del Carlo Emerique
Tânia Regina dos Santos Silva
Tatiana Konno
Veridiana Vizoni Scudeller
Viviane Renata Scalon
Waldir Mantovani
Wass Hansen